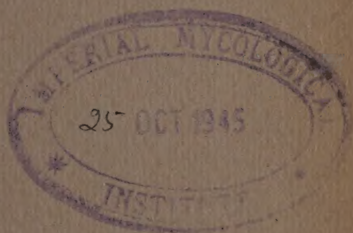
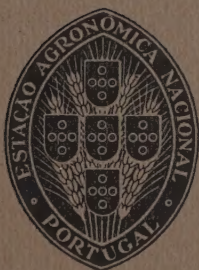
AGRONOMIA LUSITANA

VOL. 5 — N.º 2

1943





ESTAÇÃO AGRONÓMICA NACIONAL

QUINTA DA ALDEIA - SACAVÉM

PORTUGAL

AGRONOMIA LUSITANA

VOL. 5 — N.º 2
1943



Estação Agronómica Nacional
PORTUGAL

Composição e impressão das Oficinas da
Tipografia Alcobacense, Lt. - Alcobaça

ESTUDO COMPARATIVO DE CARIOTIPOS NO GÉNERO *TRITICUM*

POR *A. CÂMARA*
(ESTAÇÃO AGRONÓMICA NACIONAL)

1 INTRODUÇÃO

DEPOIS de repetidas tentativas, para encontrar um método satisfatório que permitisse estudar a morfologia dos cromosomas dos trigos hexaploides, conseguiu-se, finalmente, na Estação Agronómica Nacional, determinar os cariotipos deste grupo de trigos.

Como o estudo dos trigos diploides já fôra executado (CÂMARA, 1934), e como o dos tetraploides se concluira também (CÂMARA e COUTINHO, 1939), pensou-se que seria agora interessante proceder a uma comparação dos tipos de cromosomas dos 3 grupos.

É essa comparação que constitue o tema do presente escrito.

Não tem, evidentemente, a pretensão de esclarecer definitivamente a filogenia do género *Triticum*. Ela é demasiado complexa para ser aclarada por uma contribuïção confinada ao estudo morfológico de cromosomas. Já escrevemos que «só um estudo conjunto, em que se considerem os princípios da botânica geográfica, da genética e da citologia, poderá carrejar materiais para enfrentar o problema da filogenia do género».

Sabemos por outro lado que a apreciação da morfologia dos cromosomas dos trigos oferece grandes dificuldades, e tantas que até à data ainda nenhum citologista se abalançara a executar medições rigorosas de todos os elementos cromosómicos das espécies hexaploides. Pode dizer-se que depois dos primeiros trabalhos, que se devem a KAGAWA (1929), que tentou apresentar alguns dos tipos de cromosomas, esperando poder definir mais tarde o ideograma completo dos trigos 6n, mais ninguém seguiu êsse caminho. Os citogenetistas preferiam estudar as relações de genomios, nas plantas híbridas, de várias espécies hexaploides, ou destas com

Recebido para publicação em Janeiro de 1943.

tetraploides e diploides, ou mesmo com espécies de outros géneros com que o gen. *Triticum* estivesse relacionado. Havia a bem dizer uma convicção geral de que essas investigações, analisando a homologia existente entre os vários genómios, através do estudo das associações de cromosomas, nos bivalentes da divisão redutora, conduziriam a resultados mais proveitosos, mais elucidativos, mais claros, e muito mais fecundos, que quaisquer outros, inclusivé os da morfologia cromosómica. Êstes, além de difíceis, trabalhosos e enfadonhos, pareciam não dar grande contribuïção, uma vez que os cromosomas do trigo eram reconhecidos por todos os investigadores, como dizia WATKINS (1930), muito semelhantes, não havendo claras diferenças entre os elementos das várias espécies. O mesmo autor fazia ver que êsse estudo se tornaria muito ingrato, pois os cromosomas eram nas células somáticas bastante compridos e flexuosos.

Ainda KOSTOFF (1937) afirmava que as tentativas para o descobrimento dos antepassados dos trigos hexaploides e tetraploides, pelo estudo morfológico dos cromosomas, não deveriam ser coroadas de êxito. Entendia, contudo, que tal trabalho sempre teria o mérito de mostrar o grau de diferenciação na filogenia do género *Triticum*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Neste estudo comparar-se-ão apenas 3 espécies: *Triticum monococcum* L., *T. dicoccum* Schübl. e *T. vulgare* Host. respectivamente, como é sabido, com 14, 28 e 42 cromosomas.

Deverá dizer-se que se escolheu o *monococcum* por ser, no grupo dos diploides, aquêle de que possuímos mais material e ainda por ser o que melhor estudámos. Além disso haviamos verificado, anteriormente, que não há senão pequenas diferenças entre esta espécie e a outra diploide *Triticum aegilopoides* Bal. SMITH mostrou demais sob o duplo ponto de vista citológico e genético que as duas espécies estão intimamente relacionadas (1936).

A adopção do *T. dicoccum* resultou de já havermos feito, em 1935, uma comparação entre diploides e tetraploides, tomando como representante dêstes o *dicoccum*; e ainda por nos havermos

convencido de que esta espécie é uma das que mais se aproximam, sob o ponto de vista citológico, do *monococcum*.

Finalmente, deu-se preferência, entre os hexaploides, ao *T. vulgare* por ser o melhor estudado genèticamente, e por ser a espécie mais usada nos trabalhos de hibridação com plantas de géneros diferentes, portadores de genómios diversos dos do trigo.

As variedades utilizadas foram a *Hornemanni* Körn, *Ajar* Perc. e *lutescens* Körn, respectivamente para as espécies *monococcum*, *dicoccum* e *vulgare*.

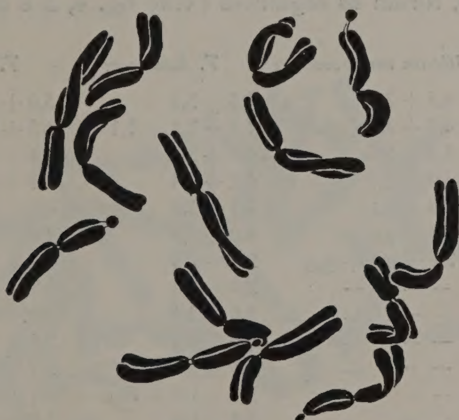


Fig. 1. — Metafase do *Triticum monococcum*

Usou-se a técnica seguida no nosso laboratório, baseada na dos esfregaços de Heitz, tratando prèviamente os cromosomas com hidrato de cloral, afim de ficarem melhor distribuidos e menos enrolados.

As medições fizeram-se segundo os métodos relatados em escrito anterior (CÂMARA, 1934). Procurou-se ter o maior cuidado na escolha das células cujos cromosomas se mediriam, buscando-se que não houvesse dúvidas àcêrca da sua interpretação, portanto, que fôssem de contornos claros e pouco contraídos. Em todos os casos se reduziram os comprimentos à mesma unidade, de harmonia com o grau de contracção verificado na célula em exame. As figuras 1, 2 e 3 representam metafases dos três trigos estudados. As figuras 4, 5 e 6 mostram os ideogramas completos das espécies referidas, depois dos comprimentos serem deduzidos das medições

rigorosas em várias células e depois de projectados a um plano horizontal.

Tanto para o trigo *monococcum* como para o *vulgare* apresentamos médias de 6 medições. Para o *dicoccum* tomamos os resultados do nosso trabalho anterior (CÂMARA e COUTINHO, 1939).

3. OBSERVAÇÕES

As medidas, determinadas em microns, para os cromosomas das 3 espécies, foram as seguintes (vidé fig. 4, 5 e 6) [1]:

	Triticum monococcum	*T. dicoccum*	*T. vulgare*
I	4,3 + 3,3	4,5 + 3,2	5,0 + 2,5
II	4,3 + 2,3 + Sat	4,3 + 2,3 + 1,1	4,5 + 2,1
III	4,2 + 3,1	4,2 + 3,2	4,4 + 2,5
IV	4,0 + 2,7	4,2 + 2,4	4,3 + 2,3 + 1,1
V	3,8 + 3,1	4,1 + 2,8	4,1 + 2,0
VI	3,5 + 2,6	4,0 + 2,9	4,0 + 3,4
VII	2,7 + 2,3 + Sat	3,9 + 1,8	4,0 + 2,4
VIII	— — —	3,7 + 2,2	3,9 + 3,4
IX	— — —	3,6 + 3,4	3,9 + 3,0
X	— — —	3,6 + 3,4	3,9 + 1,9 + 0,8
XI	— — —	3,4 + 3,1	3,9 + 3,0
XII	— — —	3,4 + 1,9 + Sat	3,9 + 2,9
XIII	— — —	3,0 + 1,8	3,8 + 1,9
XIV	— — —	2,8 + 2,3	3,6 + 2,5
XV	— — —	— — —	3,5 + 2,6
XVI	— — —	— — —	3,4 + 2,5 + Sat
XVII	— — —	— — —	3,0 + 2,5
XVIII	— — —	— — —	3,0 + 1,5
XIX	— — —	— — —	2,9 + 2,6
XX	— — —	— — —	2,6 + 1,8
XXI	— — —	— — —	2,4 + 2,0

Concluíu-se, portanto: (1) que no *Triticum monococcum* há dois cromosomas com satélites e que para o caso da variedade estudada, var. *Hornemanni* Körn, êles são o 2.° e o 7.°; (2) que no *Triticum dicoccum*, para a variedade estudada, *Ajar* Perc., há um com satélite e outro com constrição secundária, disposta 1,1 μ do extremo; e que, finalmente, (3) no *Triticum vulgare*, para a varie-

[1] Os cromosomas estão ordenados por ordem decrescente do braço maior.

dade *lutescens* Al., há um com satélite e dois com constrições secundárias, ficando uma a 1.1 μ do extremo e outra a 0,8 μ.

Insistimos na definição das variedades, pois as nossas observações teem provado haver algumas diferenças morfológicas, por vezes sensíveis, entre variedades da mesma espécie. Entretanto, supomos, depois dum largo estudo sôbre formas das mesmas espécies, que essas diferenças não invalidam ou enfraquecem as concepções estabelecidas depois dêste trabalho. Cremos, mesmo, que a existência de raças cariotípicas nos trigos, o que provámos, reforçam essas hipóteses.

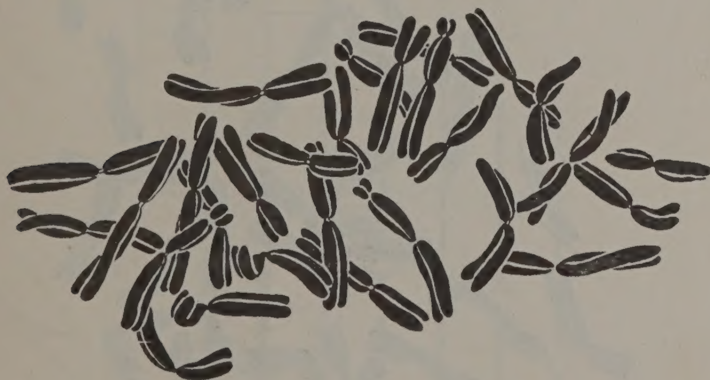


Fig. 2. — Metafase do *Triticum dicoccum*

E, agora, que temos as medidas dos cromosomas representativos dos 3 grupos de trigos, poderemos tentar a sua comparação, procurando descortinar quais são os sete cromosomas que devem aparecer nas 3 espécies, por constituirem o genómio fundamental **A**, quais os outros sete que constituem o genómio **B** e que devem existir no *dicoccum* e no *vulgare* e por fim quais os restantes sete que pertencendo ao *vulgare* já não encontram parelhas nos outros trigos, por serem do 3.º genómio, **C**.

Da comparação desses resultados podem estabelecer-se, na verdade, algumas semelhanças entre os vários tipos de cromosomas nas 3 espécies. Parece possível emparelhar elementos que tenham as mesmas dimensões dos braços, ou pelo menos que tenham

pequenas diferenças. Procedendo deste modo, as semelhanças podem apresentar-se da forma seguinte:

T. monococcum	I	II	III	—	IV	V	—	—	—	—	VI	VII	—	—
T. dicoccum	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XII	XI	XIII	XIV
T. vulgare	III	IV	IX	V	XII	XI	XIII	XIV	VI	VII	XV	XVI	XVIII	XVII

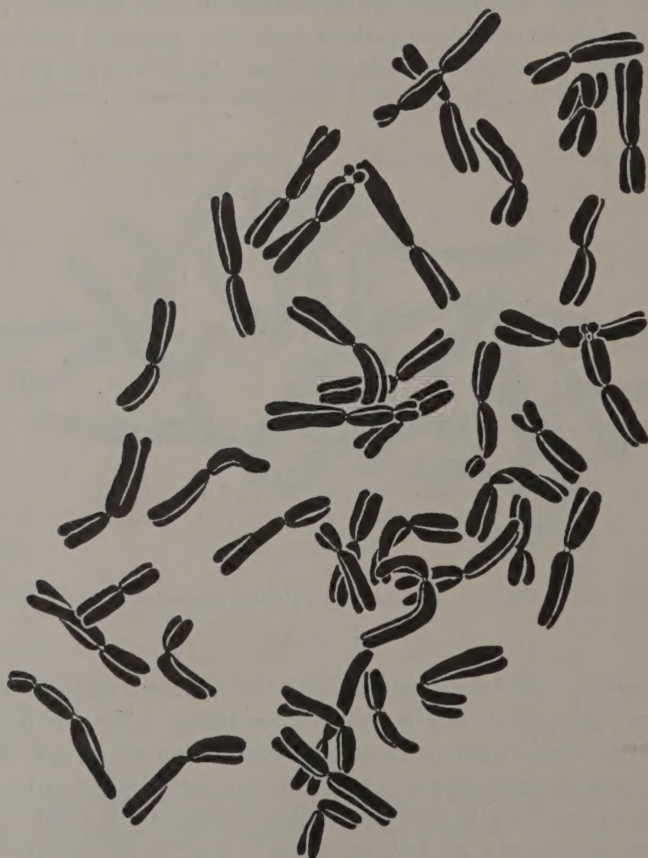


Fig. 3. — Metafase do *Triticum vulgare*

Ficariam, por conseguinte, no *Triticum vulgare* ainda 7 cromosomas que não teem homólogos nos trigos *monococcum* e *dicoccum*.

O exame torna-se mais compreensível confrontando os desenhos dos 3 ideogramas (fig. 7), em que os cromosomas *vulgare* se

acham representados a traço preto cheio, os *dicoccum*, ponteados, e os *monococcum*, só com os contornos.

Àcêrca dêste diagrama temos de fazer algumas considerações justificativas. Em primeiro lugar, não nos parece, com os elementos que apurámos, se conseguisse outro emparelhamento mais perfeito. Depois, é conveniente dizê-lo, partimos do princípio, que aliás poderá não ser verdadeiro, de que os satélites e as constrições secundárias caracterizam cromosomas homólogos.

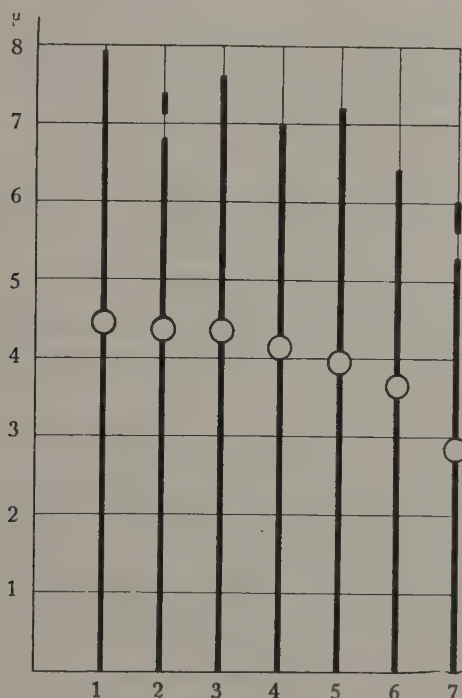


Fig. 4. — Ideograma do *Triticum monococcum*

Quanto ao IV cromosoma do *vulgare*, parelha dos II, tanto do *monococcum* como do *dicoccum*, parece não haver dúvidas, pois os comprimentos dos seus braços são muito parecidos; o satélite do *monococcum*, porém, é muito diferente, pois nos outros trigos, para êsse cromosoma, há constrições secundárias. As diferenças do XVI *vulgare* para o VII *monococcum* e o XI *dicoccum* são mais pronunciadas, embora as dimensões dos satélites sejam afins.

Quanto aos outros cromosomas veem-se semelhanças flagrantes, como entre o V *vulgare* e IV *dicoccum*, VI *vulgare* e IX *dicoccum*, VII *vulgare* e X *dicoccum*, XI *vulgare*, VI *dicoccum* e V *monococcum*, XII *vulgare*, IV *monococcum* e V *dicoccum*, etc.

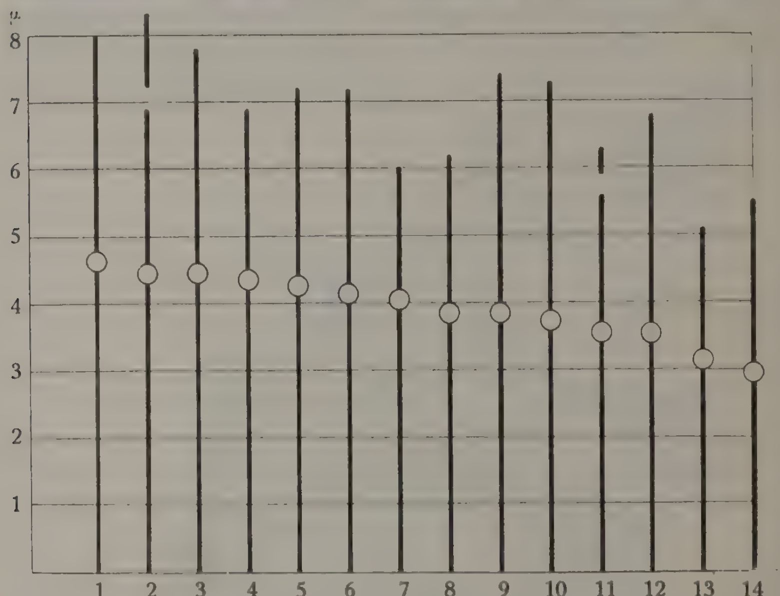


Fig. 5. — Ideograma do *Triticum dicoccum*

Noutras comparações podem notar-se certas diferenças, como dissemos. Não podemos, porém, esquecer que muitos dos cromosomas correspondentes, nos 3 genómios, experimentaram, decerto, no decurso da evolução, numerosas variações estruturais.

4. DISCUSSÃO

Como se sabe, e a isso já fizemos referência, está realmente admitido que nos trigos com 42 cromosomas há 3 genómios de 7 cromosomas: um que se denomina **A**, que provém dos trigos com 14 cromosomas; outro, **B**, que deriva dos trigos com 28 cromosomas; e, finalmente, um **C** para alguns citologistas, **D** para outros, que resulta de géneros diversos do gen. *Triticum*.

Uns investigadores creem que êsse genómio **C** (**D** para o grupo de citologistas orientados por HIKARA) vem do género

Aegilops. Assim imaginava PERCIVAL (1921), supondo que êsse antepassado remoto seria ou o *Aegilops cylindrica* ou *ovata.* Já outros cientistas, como GATES (1931), imaginavam que os trigos hexaploides podiam provir apenas de cruzamentos entre tetra-

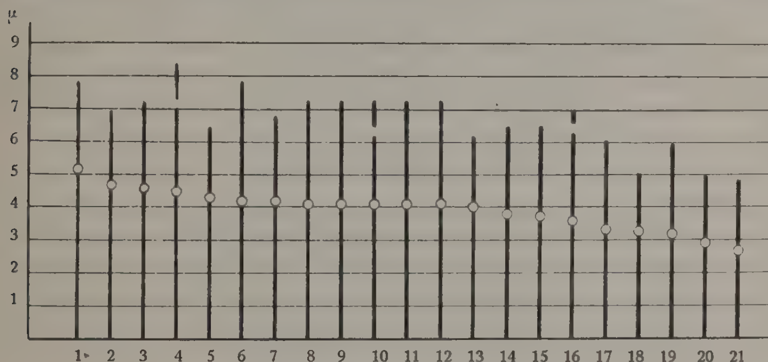


Fig. 6. — Ideograma do *Triticum vulgare*

ploides e diploides com formação de triploides, que depois dobrariam a sua constituïção cromosómica, num processo natural de poliploídismo. Outros ainda, como MEISTER (1928), acreditavam que o *Secale cereale* podia ser êsse remoto progenitor.

Diz-se que a teoria de PERCIVAL parece hoje dificil de aceitar, apesar de algumas confirmações, pois vários citologistas afirmam não haver semelhança entre a morfologia cromosómica das espécies de *Aegilops* e de *Triticum.* SENJANINOVAK-ORKZAGINA (1932), que era desta opinião, acentuava que o facto de se terem obtido anfidiploides entre *Triticum* e *Aegilops* nada significava, pois se teem obtido anfidiploides entre formas de géneros muitos afastados.

Todavia, é conveniente lembrar que em híbridos *T. vulgare* × *Ae. cylindrica* se encontram 7 bivalentes. E é curioso referir ainda que o investigador SOROKINE (1937) pôde obter, a partir de algumas gerações, entre formas de *Ae. ventricosa* × *T. durum,* formas similares a *Triticum vulgare* com 42 cromosomas. Parece extraordinário êste facto, visto que não se compreende bem como poderia originar-se uma forma de 42 cromosomas utilisando genitores de 28 cromosomas. Seria relativamente fácil obter uma forma de 56, isto é, o anfidiploide, mas de 42, como SOROKINE afirma, é que não se vê, a não ser que se desse uma duplicação parcial, o que não parece provável.

Quanto à explicação de GATES, o exame das associações nos híbridos, portadores de vários genómios, parece mostrar definitivamente que nos trigos hexaploides existe um genómio diverso do do *Triticum*.

Finalmente, sôbre a explicação de MEISTER, deve ter-se em conta que uma soma apreciável de trabalhos sucessivos de KIHARA (1924), BLEIER (1928, 33), AASE (1930), LONGLEY e SANDO (1930), MUNTZING (1935), provou de forma bastante clara e convincente que há falta de homologia entre os cromosomas dos géneros *Secale* e *Triticum*.

Hibridam-se com facilidade trigos hexaploides com centeios. Mas também se podem hibridar, embora com muito menos facilidade, com *Agropyrum* (TZITZIN, 1933, VAKAR, 1934, VERUSCHKINE e SCHECHURDINE, 1933, ARMSTRONG, 1936, WHITE, 1940). Enfim, significam estas palavras que também se poderia considerar o *Agropyrum* como um antepassado remoto.

Como se sabe, tem-se confiado na associação dos bivalentes, para mostrar o parentesco existente entre as formas envolvidas num dado cruzamento. Sem dúvida, esse caminho abriu vastas perspectivas e conseguiu aclarar muito da filogenia do género.

Sòmente, esta concepção, de que as associações esclareciam relações de afinidade, experimentou forte abalo, quando se verificou que mesmo em trigos haploides continuavam a formar-se alguns bivalentes.

Como se sabe, o primeiro haploide foi relatado por GAINES e AASE (1926) num cruzamento entre *Triticum compactum* × *Ae. cylindrica*. Ora logo nesse haploide se encontraram um ou dois bivalentes.

Depois apareceu o primeiro haploide, como mutante, em 1934, em culturas de YANASAKI. E, no mesmo ano, NAMIKAWA e KAVAKAMY relatavam outro haploide provindo de embriões gémeos.

Quanto ao número dos bivalentes, que podem aparecer nos trigos haploides, varia bastante, mas pode chegar a 6, conforme referiu KRISHNASWAMY (1939).

Ainda os japoneses KIHARA e KATAYAMA (1933) conseguiram obter com freqüência haploides no *Triticum monococcum*, à custa de raios X. Puderam verificar que também neles aparecia algumas vezes um bivalente.

Êste facto vem obscurecer um pouco a concepção do paren-

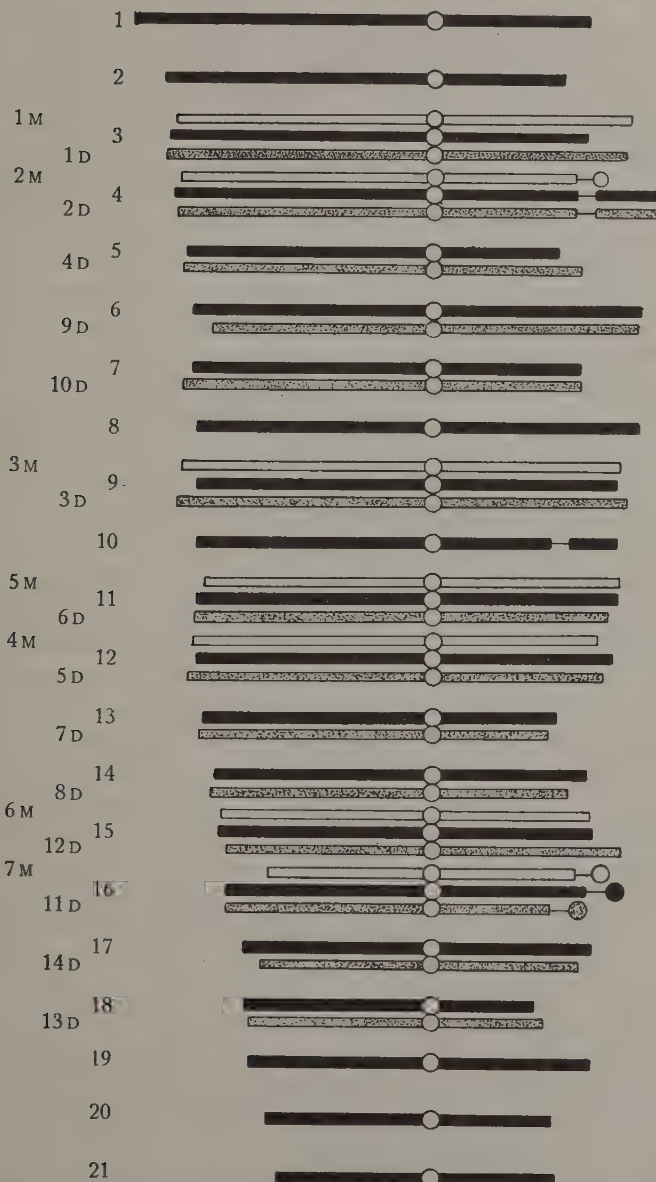


Fig. 7. — Diagrama comparativo dos ideogramas dos trigos 2n, 4n e 6n. Os cromosomas pretos são do *T. vulgare*, os ponteados, do *T. dicoccum* e os outros, só com os contornos, do *T. monococcum*

tesco, inferido pelas associações de cromosomas na formação dos bivalentes. Na verdade, se os bivalentes significam homologia entre cromosomas dos dois indivíduos, envolvidos num cruzamento, ¿como explicar a sua formação num haploide, sobretudo no *T. monococcum*?

Não vamos agora entrar na discussão dêste assunto, que nos desviaria do tema do trabalho. Apenas queremos lembrar que, em face destes resultados, para alguns cientistas o número básico de cromosomas do género *Triticum* pode não ser sete, como se tem suposto, e que é muito possível que esse número seja 5, tal como FLOVIK (1938) o afirmava, numa discussão geral sôbre as Gramíneas.

A filogenia do género foi ainda considerada seguindo-se outra via: a do número de cromosomas SAT e dos nucléolos. PATHAK, em 1939, assim o fez, encontrando que o *Triticum monococcum* tem 4 nucléolos e 4 satélites, que o *Triticum durum* tem um par de cromosomas com satélites e outro com constrições secundárias, e que o *Triticum vulgare* tem 6 nucléolos, 2 pares de cromosomas com satélites e 1 par com constrições secundárias. Segundo êste autor, tais determinações são suficientes para se dizer imediatamente que o *T. durum* não é duplicação do *T. monococcum*, pois nesse caso em lugar dos 4 nucléolos teria 8, uma vez que o *monococcum* já tinha 4. E, pela mesma ordem de ideias, é levado a concluir que o *T. vulgare* não pode resultar duma hibridação entre um trigo 4 n e um 2 n, visto que dessa maneira teria 4 pares de cromosomas SAT e 8 nucléolos e não 3 pares de cromosomas SAT e os 6 nucléolos que êle encontrou para o caso especial do *Triticum vulgare*. Por outro lado também afirma que basta haver no *monococcum* 4 nucléolos e 2 pares de cromosomas SAT para já poder afirmar que êste trigo não é um diploide normal.

Em trabalhos que temos efectuado no nosso laboratório tivemos a possibilidade de confirmar os resultados de PATHAK em referência ao número dos cromosomas SAT de tôdas as espécies dos trigos tetraploides (CÂMARA e COUTINHO, 1939) e das espécies dos trigos hexaploides *vulgare*, *spelta* e *compactum*, (CÂMARA, no prélo).

Segundo PATHAK, os trigos 4 n proviriam de cruzamentos entre um trigo diploide e um *Aegilops* que tivesse um cromosoma de constrição secundária. Pode mesmo suceder, conforme crê, uma

vez que o *Secale cereale* tem um cromosoma com tal constrição secundária, que fosse o centeio essa planta-progenitora dos trigos 4n.

Chegou a ocasião de ver a que conclusões nos podem levar os exames dos ideogramas encontrados, para as espécies dos 3 grupos de trigos (fig. 4, 5 e 6). Como dissemos, procedemos à sua comparação, tentando agrupar os cromosomas que nos parecem afins, pelos comprimentos dos seus braços ou pela existência de satélites ou constrições secundárias (vidé fig. 7).

Em primeiro lugar já dissemos, no trabalho atrás citado (CÂMARA e COUTINHO, 1939), que os cromosomas dos trigos 4n não são uma duplicação exacta dos cromosomas dos trigos 2n. Num ideograma 4n, de *Triticum dicoccum*, podem encontrar-se, entre os 14 cromosomas, 7 elementos muito semelhantes aos cromosomas do *T. monococcum*. Também num ideograma de 21 cromosomas, de *Triticum vulgare*, podem encontrar-se, como referimos, 14 semelhantes aos do *T. dicoccum* e 7 que não teem parelhas (fig. 7).

O 1.° e 2.° cromosomas do *vulgare* não encontram parceiros nos trigos 4n e 2n. O 3.° e 4.° já se encontram representados nesses trigos—o 4.° aparentemente sofreu mais transformações que o 3.°; apresenta-se com grande semelhança nas 3 espécies, quanto às dimensões dos braços — todavia, enquanto o *monococcum* é francamente do tipo com satélite, os outros dois são de constrições secundárias.

O 5.° cromosoma do *vulgare* só encontra paralelo no trigo *dicoccum*, o mesmo sucedendo ao 6.°, 7.°, 13.°, 14.°, 17.° e 18.°, mostrando diferenças muito pequenas.

Finalmente o 9.°, 11.°, 12.°, 15.° e 16.° encontram-se representados nos diploides e tetraploides, com poucas discrepâncias, excepção do último cromosoma, que ainda evidencia diferenças bastante marcadas, sobretudo entre o *monococcum* e os outros trigos.

Por último, os cromosomas 8.°, 10.°, 19.°, 20.° e 21.°, bem como os já citados 1.° e 2.°, são exclusivamente do *vulgare*.

Evidentemente, esta comparação foi a que nos pareceu mais lógica. Entretanto, é necessário chamar as atenções para as diferenças notadas, pois pode muito bem suceder que, em alguns casos os cromosomas repetidos, nas várias espécies, não sejam aquêles

que pelas medidas nos pareceram mais próximos. Decerto houve, no decorrer da evolução, como já acentuámos, numerosas variações estruturais, que alongaram alguns elementos, como encurtaram outros. Na verdade, vimos, num trabalho anterior (CÂMARA 1935), que muitos tipos de cromosomas do *Triticum dicoccum* se podem obter, no *Triticum monococcum*, por tratamentos de raios X. E, como se sabe, as variações induzidas pela irradiação são as mesmas que se encontram na Natureza, apenas com maior freqüência. Não repugnaria assim admitir que, atravez de variações estruturais, se pudessem obter, nos cromosomas do *T. vulgare*, os 14 cromosomas próprios dos tetraploides com o aspecto que relatámos.

Quanto aos cromosomas SAT, o que se disse é que já não parece aceitável. Realmente no *T. monococcum* há dois cromosomas SAT, o 2.º e o 7.º. Ora nos trigos 4n, que deveriam ter por conseguinte o número dobrado de cromosomos SAT, só aparecem dois, o 2.º e o 11.º. ¿Como é que se poderá explicar isto?

Se supozessemos que os tetraploides resultaram duma hibridação entre trigos diploides e uma espécie com n=7, dotada dum cromosoma com satélite e outro com constrição secundária, como poderia ser o *Secale cereale*, ao criar-se o anfidiploide, produzir-se-ia fatalmente uma espécie com n=14, com 4 cromosomas SAT. Isto é, continuaríamos sem compreender como poderia surgir o cariotipo dos trigos 4n, só com 2 cromosomas SAT.

Olhando o ideograma do *dicoccum* fica-se com a impressão de que alguns cromosomas se encontram repetidos, como que a testemunhar terem provindo, em tempos recuados, da duplicação dum genómio. Os cromosomas 5.º e 6.º, bem como o 9.º e 10.º, parecem identicos. As pequeníssimas diferenças notadas podem inclusivamente resultar de simples erros de observação.

No nosso estudo anterior (CÂMARA e COUTINHO, 1939), mostrava-se identica situação para *T. dicoccoides* (pares 11 e 12, 13 e 14), *T. polonicum* (pares 8 e 9, 10 e 11), *T. persicum* (pares 8 e 9) e *T. orientale* (par 8 e 9).

Parece curioso cotejar estas semelhanças, pois vê-se que, afinal, como que corroborando a idéia do autopoliploidismo, ou da hibridação entre duas espécies de trigos diploides, já afastadas por translocações, inversões ou intercâmbios segmentários, se

manteem ainda os cromosomas 8 e 9 nos trigos tetraploides *polonicum, persicum* e *orientale.*

A existência destes cromosomas repetidos faz supor, portanto, que houve ou autopoliploidismo ou hibridações entre formas muito próximas, ou, ainda, casos de polisomismo. É interessante agora salientar que esta repetição de cromosomas não só aparece nos trigos tetraploides mas até naqueles que temos considerado diploides. Assim o I e III do *T. monococcum* parecem ser o mesmo cromosoma.

E, ainda, nos indivíduos estudados da var. *Hornemanni* se notava uma ligeira diferença nos comprimentos, mas em outras variedades nem mesmo essa diferença se notava. Acresce a êste facto, encontrarem-se tetravalentes em certas linhas de *monococcum* e que parecem derivar dos cromosomas mais longos. Salientemos ainda, a êste respeito, que SMITH demonstrou para o *T. aegilopoides* a existência de formas que produziam regularmente aneis de 4 cromosomas.

Demais, como referimos, em plantas haploides do *T. monococcum* forma-se com freqüência um bivalente.

Seguindo êste raciocínio, não nos repugna aceitar, como ponto de partida, para novas análises, que o antepassado diploide do trigo tivesse 5 cromosomas e não 7, como se tem suposto. Enfim, pelo estudo comparativo dos cariotipos pode talvez reforçar-se a concepção de FROLIK (1938), quando afirma que o número básico de cromosomas das Gramíneas é 5, e quando, citando êste facto, PATHAK (1939) junta elementos comprovativos dos nucléolos e dos satélites.

Se assim fôsse, o trigo diploide original teria n = 5 cromosomas, sendo um SAT. A partir dêste trigo formar-se-ia naturalmente um autotetraploide com 20 cromosomas, sendo 4 portanto com satélites, formando por isso 4 nucléolos, como sucede aos tetraploides actuais.

Era provável que se formassem logo triploides, por cruzamentos expontâneos entre uns e outros, originando-se por conseguinte formas com 3n = 15. Êstes fatalmente segregariam tipos diversos, originando por certo formas com 14 cromosomas.

Êsse diploide ancestral poderia então ter os seus cromosomas correspondentes a alguns dos actuais do *monococcum.*

A título de curiosidade poderiamos representá-los da forma seguinte:

AA	1 — 1
BB	2 — 2
CC	4 — 4
DD	5 — 5
EE	6 — 6

Obs.—Êstes números seriam os números dos cromosomas representados nas nossas figuras.

Aceitamos fàcilmente que nesses tempos remotos outros diploides 2 n = 10 se formassem por transformações estruturais em certos cromosomas. Assim poderia originar-se um diploide, em relação aos cromosomas actuais do *monococcum* e do *dicoccum*, com a seguinte representação:

AA	3 — 3
BB	11 — 11
CC	5 — 5
DD	6 — 6
EE	12 — 12

Evidentemente, tudo isto se passa num campo hipotético, e discutimo-lo apenas com o intuito de tornar mais compreensível o que supomos poderia ser a transformação dos cariotipos. Claramente, desde que existissem dois diploides, com cariotipos distintos, da sua hibridação natural poderiam resultar anfidiploides.

Assim êstes dois diploides poderiam cruzar-se formando um indivíduo com a constituïção dum tetraploide remoto, de 20 cromosomas nas células somáticas, mas que poderia ter já alguns dos representantes dos cromosomas actuais dos trigos do segundo grupo. Enfim êsse 4 n = 20 poderia representar-se do modo seguinte:

AAAA	1. 1	3. 3
BBBB	2. 2	11. 11
CCCC	4. 4	5. 5
DDDD	5. 5	6. 6
EEEE	6. 6	12. 12

Então, atravez dum processo de cruzamento, de tetraploides com diploides, gerar-se-iam triploides, e destes, como dissemos,

formar-se-iam naturalmente indivíduos com 14 cromosomas, hexasómicos, ou, mais precisamente, diploides duplo-tetrasómicos. A sua constituïção poderia ser, por ex., adotando representações anteriores, a que se segue:

AAAA	1 — 1	3 — 3
BBBB	2 — 2	11 — 11
CC	4 — 4	
DD	5 — 5	
EE	6 — 6	

Ora esta é, na realidade, excepção do par 11, a constituïção do *monococcum* que conhecemos na actualidade. E não parece impossível, como já referimos, que o 11.° cromosoma se convertesse depois, por simples rearranjo, no típico 7.°, que presentemente conhecemos no *monococcum*.

E assim se formaria o trigo de 14 cromosomas de hoje, com dois pares de cromosomas SAT, e formando 4 nucléolos. Acentuamos, portanto, que em lugar do diploide normal se estaria em presença dum duplo-tetrasómico.

Para esta tese ser verdadeira seria preciso que só um par dos cromosomas adicionais conservasse a homologia, ou o primeiro ou o segundo, visto que nas plantas haploides só costuma ver-se usualmente um único bivalente.

Na realidade, poderá dizer-se que se mantém apenas o primeiro par, AA, pois os cromosomas numerados 2.2 e 11.11 são bastante diferentes, e é crivel que para êsse 11 originar o 2.° SAT do *T. monococcum* ainda teria que sofrer algumas transformações, como inversões, translocações ou mesmo delecções, que comprometeriam a homologia necessária à associação dos bivalentes.

Sendo assim haveria genes duplicados no I e III cromosomas e ainda no II e VII.

Agora surgiria o problema da formação dos actuais tetraploides.

Uma vez que êles só teem dois pares de cromosomas SAT e formam 4 nucléolos, exactamente como êsses trigos diploides a que chamámos duplo-tetrasómicos, é evidente que não podem resultar da simples duplicação dos cariotipos de tais formas. Não são por conseguinte autotetraploides. Mas podem ser anfidiploides deriva-

vados de cruzamentos expontâneos de formas diploides distintas.

É compreensivel que atravez da segregação dos triploides, de que há pouco falámos, se poderiam obter formas não só do tipo apontado, mas outras como estas:

AAAA	AAAA	AAAA	AA	etc.
BB	BB	BB	BBBB	
CCCC	CC	CC	CCCC	
DD	DDDD	DD	DD	
EE	EE	EEEE	EE	

Tudo dependeria da probabilidade da não-disjunção para os vários cromosomas.

Quere dizer que, entre os trigos com 14 cromosomas, poderiam encontrar-se formas com 2 satélites, com 1 ou até só com uma constrição secundária, provindo estas últimas formas dum cariotipo que fôsse alterado por variações estruturais.

Parece agora evidente que o cruzamento de dois dêsses trigos duplo-tetrasómicos, em que um forneceria um cromosoma com satélite SAT e outro com constrição secundária, originaria o cariotipo dum trigo da actualidade de 14 cromosomas, isto é, com a constituïção daquilo que conhecemos hoje como trigo tetraploide.

Em resumo, embora os trigos 4 n, do presente, pudessem formar-se sem a intervenção de outros generos, a sua evolução seria muito mais complexa do que se tem suposto.

Ficaria, finalmente, para considerar a produção dos actuais hexaploides. O estudo dos nossos ideogramas prova, como dissemos, que há sete cromosomas que não se encontram nos trigos 4 n e 2 n. São eles o 1.º, 2.º, 8.º, 10.º, 19.º, 20.º e 21.º.

Todavia, a observação da figura do ideograma do *Triticum vulgare* mostra que alguns cromosomas parecem repetidos. Assim o 8.º e 9.º parecem iguais. O mesmo se diz do 11.º e 12.º e ainda do 14.º e 15.º. E talvez, com pequenas diferenças, o 20.º e 21.º e até mesmo o 4.º e o 10.º.

Ora a verdade é que nos haploides do *vulgare* se formam alguns bivalentes, em número variável, mas podendo chegar até seis, como diz KRISHNASWAMY (1939).

Apesar-disso, mesmo que aqui houvesse repetições de cromosomas, sempre subsistiam cromosomas estranhos.

Restringindo as nossas observações aos ideogramas dos trigos, não queremos levar a discussão mais longe. Permitimo-nos apenas sugerir, agora que apontamos algumas conclusões àcêrca do que se pode deduzir da morfologia cromosómica dos trigos 2n e 4n, que, ao contrário do que se tem suposto, deve ser muito útil o realizar a medição de ideogramas de *Aegilops*, *Agropyrum* e *Secale*, procurando determinar nesses géneros a existência dos cromosomas do genómio **C**.

SUMÁRIO

1. Mediram-se com o rigor possível os cromosomas dos trigos diploides, tetraploides e hexaploides, efectuando-se a comparação dos ideogramas do *Triticum monococcum*, var. *Hornemanni*, *T. dicoccum*, var. *Ajar*, e *T. vulgare*, var. *lutescens*.

2. Da análise dos ideogramas concluíu-se que o *Triticum monococcum* já não é o ponto de partida da evolução dos trigos, e que êle próprio é um derivado do antepassado remoto que teria possìvelmente 5 cromosomas, número básico da fam. das Gramíneas.

3. Confirmam êste juizo os factos seguintes: (1) haver nos trigos diploides 5 pares de cromosomas bem distintos; (2) haver 2 cromosomas, nos ideogramas, aparentemente iguais; (3) existirem dois pares de cromosomas SAT, formando 4 nucléolos; (4) aparecerem tetravalentes em determinadas linhas de trigos com 14 cromosomas; e (5) formarem-se bivalentes em plantas haploides.

4. Concluíu-se mais, da discussão que os factos proporcionaram, que dêsses diploides remotos, com $2n = 10$, se teriam obtido auto-tetraploides com $4n = 20$, e que êstes, cruzando-se expontaneamente com os diploides, originariam triploides instáveis. Os triploides segregariam numerosos diploides — hexasómicos, com 14 cromosomas, duplo-tetrasómicos com um ou dois pares de cromosomas SAT. Êstes últimos constituiriam as formas actuais de *monococcum* e de *aegilopoides*.

5. Segundo esta teoria os tetraploides originar-se-iam por cruzamentos entre os duplo-tetrasómicos, entre formas com um cro-

mosoma com satélite e outras com constrição secundária. Dêsses cruzamentos resultariam os actuais trigos de 28 cromosomas, com dois pares SAT, e 4 nucléolos.

6. Os trigos de 42 cromosomas apresentam sete cromosomas cujas características morfologicas não se encontram repetidas nos trigos 2n e 4n. Êste facto confirma mais uma vez a existência dum genómio estranho nos trigos hexaploides.

RÉSUMÉ

1. Les chromosomes des blés diploïdes, tetraploïdes et hexaploïdes ont été mesurés aussi rigoureusement que possible. On a mis en comparaison les ideogrames de *Triticum monococcum*, var. *Hornemanni*, *T. dicoccum*, var. *Ajar* et *T. vulgare*, var. *lutescens*.

2. D'après l'analyse des ideogrames on a conclu que le *Triticum monococcum* n'est plus le point de départ de l'évolution des blés — il est, lui-même, un dérivé de l'ancêtre reculé qui aurait eu 5 chromosomes, nombre fondamental de la famille des Gramineas.

3. Ce jugement est avéré par les faits suivants:

(1) il y a, dans les blés diploïdes, 5 paires de chromosomes bien distincts;
(2) on voit 2 chromosomes, dans les ideogrames, apparement égaux;
(3) on observe 2 paires de chromosomes SAT, qui forment 4 nucléoles;
(4) on peut trouver des tetravalents en certaines lignes de blés avec 14 chromosomes;
(5) on constate la formation de bivalents dans les plantes haploïdes.

4. On peut conclure de la discussion, que ces faits ont emportée, que, de ces diploïdes reculés, avec $2n = 10$, on aurait obtenu des auto-tetraploïdes avec $4n = 20$, et que ceux-ci, en se croisant spontanément avec les diploïdes, donneraient lieu à des triploïdes instables. Les triploïdes produiraient de nombreux diploïdes hexasomiques, avec 14 chromosomes double-tetrasomiques avec un ou deux pairs de chromosomes SAT.

Ces derniers seraient les formes actuelles de *monococcum* et de *aegilopoïdes*.

5. D'après cette théorie, les tetraploïdes auraient son origine dans les croisements entre les double-tetrasomiques, entre des formes qui aurait un chromosome avec constriction secondaire, et d'autres formes qui ne posséderaient qu'un seul chromosome avec satellite. Les blés actuels, de 28 chromosomes avec 2 paires SAT et 4 nucléoles, en résulteraient.

6. Les blés de 42 chromosomes, présentent 7 chromosomes, dont les caractéristiques morphologiques semblent ne pas être répétées dans les blés 2n et 4n.

Il est possible que ce fait vienne démontrer, encore une fois, l'existence d'un genome étrange dans les blés hexaploïdes.

BIBLIOGRAFIA

1. AASE, H. C.
   1930 The cytology of *Triticum, Secale,* and *Aegilops* hybrids. *Res. Stud. St. Coll. Wash.* **2**: 3-60.
2. ARMSTRONG, J. M.
   1936 Hybridization of *Triticum* and *Agropyrum. Canad. J. Res. Sect. Bot. Sci.* **14**: 190-202.
3 BLEIER, H.
   1928 Genetik und Cytologie teilweise und ganz steriler Getreidebastarde. *Bibliog. Genet.* **4**: 321-400.
   1933 Genetische und Cytologische Untersuchungen von Weizenstämmen *(Triticum vulgare)* aus *Weizen-Roggen-Bastarden (T. vulgare* X *Secale cereale) Z. Zücht.* A. **18**: 191-211.
4. CÂMARA, A.
   1934 Um estudo citológico do *Triticum monococcum* L. *Ann. Inst. Sup. Agron.* **6**: 32-62.
   1935 Efeitos dos raios-X nos cromosomas do *Triticum monococcum.* Sua análise na apreciação da filogenia do trigo. *Ann. Inst. Sup. Agr.* **7**: 29-61.
5. CÂMARA, A. e COUTINHO, L. AZEVEDO
   1939 Citologia dos trigos tetraploides. *Agron. Lusitana,* **1**: 268-314.
6. FLOVIK, K.
   1938 Cytological studies of Arctic grasses. *Hereditas,* **24**: 265-376.
7. GAINES, E. F. and AASE, H. C.
   1926 A haploid wheat plant. *Amer. J. Bot.* **13**: 373-385.
8. GATES, R.
   1931 The origin of bread wheats. *Nature* (London) **127**: 325-326.
9. KAGAWA, F.
   1929 A study on the phylogeny of some species in *Triticum* and *Aegilops* based upon the comparison of chromosomes. *Coll. Agron. Imp. Univ. Tokio,* **10**: 172-228.

10. KIHARA, H.
1924 Cytologische und genetische Studien bei wichtigen Getreide-Arten mit besonderer Rücksicht auf das Verhalten der Chromosomen und die Sterilität in den Bastarden. *Mem. Coll. Agri. Kyoto* B. **I**: 1-200.

11. KIHARA, H. und KATAYMA, Y.
1933 Reifungsteilungen bei den haploiden *Triticum monococcum* (Japonês, sumário alemão). *Agr. Hort.* **8**: 1-17.

12. KOSTOFF, D.
1937 Chromosomes behaviour in *Triticum* hybrids and allied. I. Interspecific hybrids with *Triticum timopheevi* Zhuk. *Bull. Inst. Genetics. Acad. Sci.* (russo). 11.

13. KRISHNASWAMY, N.
1939 Cytological studies in a haploid plant of *Triticum vulgare*. *Hereditas*, **25**: 77-86.

14. LONGLEY, A. E. and SANDO, W. J.
1930 Nuclear divisions in the pollen mother cells of *Triticum*, *Aegilops* and *Secale* and their hybrids. *J. agr. Res.* **40**: 683-719.

15. MEISTER, G. K.
1928 Das problem der Spezies-Bastardierung im Lichte der experimentellen Methode. *Z. ind. Abst. Vererb. Suppl.* **2**: 1094-1117.

16. MUNTZING, A.
1935 Triploid hibrids between rye and two species, *Hereditas*, **20**: 137-160

17. NAMIKAWA, S. and KAWAKAMY, J.
1934 On the occurrence of the haploid and tetraploid plants in twin seedlings of common wheat. *Proc. Imp. Acad. Tokyo*, **10**: 668-671.

18. PATHAK, G. N.
1939 Studies in the cytology of cereals. *J. Genet.* **39**: 437-467.

19. PERCIVAL, J.
1921 *The wheat plant*. London.

20. SENJANINOVA-KORCKZAGINA, M. V.
1930 Karyosystematical investigation of genus *Aegilops*. *USSR. Congr. Genet.* **2**: 453-466.

21. SMITH, L.
1936 Cytogenetic studies in *Triticum monococcum* L. and *T. aegilopoides* Bal. *Univ. Missouri Agr. Expt. St. Res. Bull.* **248**.

22. SOROKINA, O. N.
1937 A fertile and constant 42 chromosomes hybrid *Aegilops ventricosa* Tauxch X *Triticum durum* Desf. *Contr. Lab. Gen. Inst. Pl. Indus.* **11**. (7): 5-12.

23. TZITZIN, N. V.
1933 (The *Triticum* X *Agropyrum* Hybrids). *Siberian Inst. Grain Cult. Omk. (Sumario dos Plant. Breed. Abs.)* **5**: 24-25.

24. VAKAR, B. A.
1934 Bastarde zwichen Arten der Gattung *Triticum* und Arten der Gattung *Agropyrum*. *Züchter*, **6**: 211-215.

25. VERUSCHKINE, S. and SCHECHURDINE, A.
1933 Hybrids between wheat and Couch Grass, fertile *Triticum-Agropyrum* hybrids of great scientific and pratical interest. *J. Hered.* **24**: 329-335.

26. WATKINS, A. E.
1930 The wheat species: a critique. *J. Genet.* **23**: 173-263.

27. WHITE, W. J.
1940 Intergeneric crosses between *Triticum* and *Agropyrum*. *Sci. Agr.* **21**: 198-232.

28. YAMASAKI, Y.
1934 The haploid plant of common wheat *Triticum vulgare* Host. *Cytologia*, **5**: 306-307.

MYCETES ALIQUOT LUSITANIAE

VI

Auctoribus

EMMANUELE DE SOUSA DA CAMARA

ET *CARLOS GOMES DA LUZ*

(STATIONIS AGRONOMICAE NATIONALIS)

INTRODUCTIO

CONTRIBUTIO haec, praeter species tres novas et unam dubiam, mycetes triginta quatuor hactenus in Lusitania ignotes continet.

Species asterisco uno notatae florae lusitanicae addendae sunt; quae vero duobus signantur nunc primum describuntur.

Clarissimo Joanni de Vasconcelos qui plantas hospites recognovit et adjutoribus nostri qui eas collegerunt gratias agimus quamplurimas.

PYRENIALES (Fr.) Sacc. et Trav.

XYLARIACEAE Tul.

Phaeosporae Sacc.

Ustulina microsperma Trav., in Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 334; *Ustul. microspora* Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 37.

Ustul. microsperma Trav., in Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 232, n. 863.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII et IX, 21.

In truncis *Quercus roboris* L., pr. Sintra (Parque da Pena), leg. Silva Teixeira, januario, 1941.

Socia *Leptosphaeria vagabunda* Sacc.

VALSACEAE Tul.

Allantosporae Sacc.

* 264) **Cryptovalsa Rabenhorstii** (Nits.) Sacc., *Syll.*, I,190; Berl., *Fg. Moric.*, fasc. V, n. 3, tab. XVII, fig. 1-4 et *Icon. Fung.*, III, 114, c. icon. (tab. CXLIV, fig. 1); Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 150.

In ramis *Cercidis Siliquastri* L., in Lisboa (Campo Grande), eg. Silva Teixeira, junio 1942.

Obs.: *Nectriae episphaeriae* (Td.) Fr. parasitus est.

Hyalodidymae Sacc.

265) **Diaporthe Chailletii** Nits., in Sacc., *Syll.*, I, 658; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.—Fl.*, II, 601.

Thüm., *Exsicc. Myc. Univ.*, n. 68.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 680; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 38; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 63; Unam., *Ascomic. Penins. Iber., 79, n. 216.*

Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 30.

In ramulis *Dipsaci ferocis* Loiscl., pr. Trofa (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

* 266) **Diaporthe Lupini** Harkn., in Sacc. *Syll.*, IX, 722.

In ramulis *Lupini* sp., pr. Caldas de Monchique (Algarve), leg. Silva Teixeira, aprili, 1942.

Obs.: *ascis plus minusve cylindraceis, subclavoideis etiamque fusiformibus, 36-60 × 6, 5-8 μ.; sporidiis distichis vel subbiseriatis, plerumque curvulis, 13-20 × 2,5-3,5 μ.*

267) **Diaporthe petiolorum** Sacc. et Speg., in Sacc., *Syll.*, I, 638; Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 221.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 681; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 38; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 64; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 83, n. 235.

Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, VI, 12.

In ramulis *Ailanthi altissimae* Swingle, pr. Braga (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Socia *Periconia pycnospora* Fresen.

* 268) **Diaporthe Sophorae** Sacc., Syll., I, 664; Trav., *Pyren.*, *Fr. Ital. Cryptog.*, 260.

In ramulis *Sophorae japonicae* L., in Lisboa (Parque Eugenio de Almeida), leg. Silva Teixeira, julio, 1940.

Socia *Phomopsi Sophorae* (Sacc.) Trav. (f. *pycnidica)* et *Diplodia Sophorae* Sacc.

SPHAERIACEAE (Fr.) Sacc.

Hyalosporae Sacc.

Botryosphaeria Berengeriana De Not., in Sacc., *Syll.*, I, 457; *Botr. Juglandis* Ces. et De Not., in Sacc., *l. c.*, I, 457; *Botr. Berengeriana* De Not., in Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, II, 800; Berl., *Fg. Moric.*, fasc. VI, n. 3, tab. XXIV, fig. 1-8; Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, *412*.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 684; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 37; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 65; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 92, n. 269 et 346, n. 1273.

Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, III, 28; Berl., F. Sacc., et Roum., *Fl. Myc. Lusit.*, VIII, 3; Sacc. *Fl. Myc. Lusit.*, X, 10; Alm. et S. Cam. *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 14; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VI, 7; S. Cam., et Luz, *Myc. Lusit.*, V, 308.

In ramulis *Fici repentis* Rottb. et *Pelargonii* sp., in Olisippone (Campo Grande et Parque Eduardo VII), leg. Silva Teixeira, januario martioque, 1941.

Obs.: *sporidiis rare monostichis.*

* 269) **Botryosphaeria Hibisci** (Schw.) Sacc., *Syll.*, I, 461; *Melogramma Hibisci* (Schw.) Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.*, 554.

In ramis *Hibisci syriaci* L., in Olisippone (Belem), leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Socio *Phomopsi Ophites* (Sacc.) Trav.

Obs.: *ascis 62-70 $\times$ 17-21 μ*.; *sporidiis distichis, 13-18 $\times$ 6-8 μ*.

F. pycnidica (*Dothiorella)* plerumque in stromate mixto existit.

Phomatospora botryospherioides Speg., in Sacc., *Syll.*, IX, 591., Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 100, n. 303.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, X, 16 et XI, 19.

In ramulis *Erythrinae Cristae-galli* L., in Olisippone (Parque Eduardo VII), leg. Silva Teixeira, majo, 1941.

Sociis *Phomopsi seposita* (Sacc.) Trav. et *Macrophoma crassipe* (Mont) Sacc.

* 270) **Phomatospora Libanotidis** Fautr. et Lamb., *Esp.*

Nouv. Rar. Côt. d'Or, ap. *Rev. Myc.*, XIX (1897), 142; Sacc. et P. Syd., *Syll.* XIV, 519.

In ramulis *Crithmi maritimi* L., in Costa de Caparica, leg. Silva Teixeira, septembri, 1941.

Obs.: *ascis 52-64 × 15-20* μ.; *sporidiis 15-22 × 5-8* μ.

* 271) **Physalospora populina** Maubl., *Champign. Infer. Nouv*, ap. *Bull. Soc. Myc. Fr.*, XXIII (1907), 141; Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 86.

In ramulis *Salicis atro-cinereae* Brot., pr. Coimbra (Choupal), leg. Silva Teixeira, aprili, 1940.

Hayalodidymae Sacc.

* 272) **Sphaerella Lantanae** (Nits.) Auersw., in Sacc., *Syll.*, I, 479; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. -- Fl.*, II, 386.

In foliis *Viburni Tini* L., pr. Sacavem, ad Hortum Stationis Agronomicae Nationalis, !, aprili, 1943.

Obs.: *peritheciis* 70-100 μ.; *ascis 31-36* × 8 μ; *sporidiis* 8-10 × 2,5 μ.

Sphaerella punctiformis (Pers.) Rabh., in Sacc., *Syll.*, I, 476; *Sph. sparsa* Auersw., in Sacc., *l. c.*, I, 485; *Sph. salicicola* Fck., in Sacc., *l. c.*, I, 487; *Sph. punctiformis* Pers., in Cke., *Brit. Fg.*, II, 914; *Sph. punctiformis* (Pers.). in Wint., *Ascomyc*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, II, 382; Ell. et Ev., *Nt. Amer. Pyren.*, 265; *Sph. punctiformis* (Pers.) Rabh., in Trav., *Pyren., Fl. Ital. Cryptog.*, 538; *Mycosphaerella punctiformis* (Fr.) Starbäck, in Rostr., *Dan. Fg.*, 206.

Sph. punctiformis (Pers.) Rabh., in Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 37; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 69; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 144, n. 499.

Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 10; Frag., *Fl. Mic. Lusit.* 28 et *Adic. Micofl. Lusit.*, 10; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, II, 45.

In ramulis *Vincae difformis* Pourr., pr. Carnaxide, leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Phaeodidymae Sacc.

* 273) **Didymosphaeria conoidea** Niessl., in Sacc., *Syll.*, I, 702; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.—Fl.*, II, 416.

Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 153, n. 549.

In foliis *Cryptomeriae japonicae* D. Don., pr. Sintra, leg. Silva Teixeira, julio, 1943.

Socio *Coniothyrio pallido-fusco* Sacc.

Obs.: *Sporidiis rare subdistichis, medio distincte constrictis, majoribus, usque 12,5 μ. longis.* An. f. *conigena* Bianchi?

* 274) **Massariella Curreyi** (Tul.) Sacc., *Syll.*, I, 717; *Massaria Curreii* Tul., *Sel. Fung. Carpol.*, II, 231, n. 5; Cke., *Brit. Fg.*, II, 847; *Massariella Curreyi* (Tul.) Sacc., in Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.* II, 539; Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.*, 405; Rostr., *Dan. Fg.*, 231.

In ramis *Tiliae platyphyllae* Scop. et *Tiliae cordatae* Mill., in Horto Instituti Agronomici Olisipponensis (Tapada da Ajuda), leg. Silva Teixeira, majo octobrique, 1942 et 1943.

Obs.: *peritheciis circa 680 μ.; ascis 130-150 × 31-39 μ.; sporidiis 30-40 × 13-19 μ.*

Hyalophragmiae Sacc.

275) **Melogramma** (?) sp. (Tab. I, fig. 1-4).

Epi-rarissime hypophylla, maculis cinereis, irregularibus, fusco-cinctis; stromatis subgloboso-pulvinatis, innato-erumpentibus; loculis saepe numerosis, rarissime 1 usque 8, cum excipulo distincto, intus albo farctis; ascis cylindraceo-clavoideis vel claviformibus, sessilibus, utrinque rotundatis, paraphysatis, achrois, octosporis, 50-66 × 7-9,5 μ.; sporodiis monostichis vel distichis, ellipsoideis, plerumque plus minusve fusoideis, rectis, sursum deorsumque rotundatis, ab initio uniseptatis, denique tetracellularibus, ad septum constrictis, fuscidulis, 12-16,5 × 3,5-5 μ.

In foliis *Nerii Oleandri* L. dejectis, pr. Sacavem et Colares (Sintra), leg.! et Silva Teixeira, martio septembrique, 1942 et 1943.

An *Dothidella oleandrina* Dur. et Mont. sporarum immaturarum?

Phaeophragmiae Sacc.

* * 276) **Clypeosphaeria** (?) **Lycopi** n. sp. (Tab. I, fig. 5-7).

Peritheciis sparsis, diu tectis, tandem erumpentibus, papillatis,

ostiolo minime aliquantum rimuloso, distincte clypeatis, ellipsoideis vel elliptico-conoideis, nigris, 300-350 μ. diametri majoris; ascis octosporis, cylindraceis, sursum rotundatis deorsumque attenuatis, breve stipitatis, achrois, 105-112 × 11,5-13 μ.; paraphysibus copiosissimis, filiformibus, simplicibus, incoloribus, ascos superantibus; sporidiis distichis, fusoideis, plus minusve curvulis, utrinque attenuato-rotundatis, haud constrictis, grosse tetragutattis (an vetustis obsolete septatis?), hyalinis, 18-26,5 × 5,5-7 μ.

In ramis *Lycopi europaei* L., pr. Braga (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Obs.: an haec species ut *Clypeosphaeria Hyperici* Plowr. et Prill., Syll., II, 92, *C. aliquanta* (Cke. et Ell.) Sacc., Syll., II, 92 et *C. theobromicola* Spegazz. Syll., XXII, 239, sporidiorum incolorum genus novum *(Hyaloclypeosphaeria)* constituerunt?

* 277) **Leptosphaeria Menthae** Fautr. et Lamb., *Esp. Nouv. Côte-d'Or*, ap. *Rev. Myc.*, XVII (1895), 169, n. 61; Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XIV, 566.

In ramulis *Menthae rotundifoliæ* (L.) Huds., pr. Vila Viçosa (Alentejo), leg. Silva Teixeira, augusto, 1942.

Leptosphaeria obtusispora Speg., in Sacc., *Syll.*, II, 74; *Lept. translucens* Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, V, 15; Sacc., *l. c.*, IX, 786; Berl., *Pyren., Icon. Fung.*, I, 72, tab. LXVII, fig. 4.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp.-Lusit.*, V, 695; *Lept. obtusispora* Speg. et *Lept. translucens* Wint., in Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 39; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 72; *Lept. obtusispora* Speg., in Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 186, n. 706.

Lept. translucens Wint., *l. c.*, V, 15; *Lept. obtusispora* Speg., in Berl. F. Sacc. et Roum., *Fl. Myc. Lusit.*, VIII, 5; *Lept. translucens* Wint., in Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.* II, 191 et IV, 83 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 18; Trav. et Spes., *l. c.*, 148; G. Mariani, Fg. Port., 7; *Lept. obtusispora* Speg. (?), in S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, XI, 22.

In foliis *Agaves americanae* L., pr. Sacavem, in Horto Stationis Agronomicæ Nationalis, !, aprili, 1943.

Leptosphaeria vagabunda Sacc., *Syll.*, II, 31; Wint., *Ascomyc.*,

ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, II, 465; Berl., *Pyren., Icon. Fung.*, I, 59 (tab. XLV, fig. 1).

Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 187, n. 709.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, XI, 22; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, II, 46.

In truncis *Quercus roboris* L., pr. Sintra (Parque da Pena), leg. Silva Teixeira, januario, 1941.

Socia *Ustulina microsperma* Trav.

Phaeodictyae Sacc.

Pleospora media Niessl, in Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh.. *Kryptog.—Fl.*, II, 503; Sacc., *Syll.*, II, 244; Berl., *Pyren. Icon. Fung.*, II, 12, tab. XV, fig. 1; Rostr., *Dan. Fg.*, 228.

S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, IV, 31.

In caulibus *Centaureae salmanticae* L., pr. Vila Viçosa (Alentejo), leg. Silva Teixeira, augusto, 1942.

Pleospora vulgaris Niessl, in Sacc., *Syll.*, II, 243; *Pl. infectoria* Fck., in Sacc., *Syll.*, II, 265 et IX, 892; *Pl. vulgaris* Niessl, in Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, II, 502; *Pl. infectoria* Fck., in Berl., *Pyren, Icon. Fung.*, II, 11, tab. XIII, fig. 2; *Pl. vulgaris* Niessl, in Ell. et Ev., *Nth Amer. Pyren.*, 339; Rostr., *Dan. Fg.*, 228.

Pl. infectoria Fck., in Thüm., *Exsicc. Myc. Univ.*, 651 et 856; Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. 414, c. icon.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp.-Lusit.*, V, 697; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 39; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 73; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 214, n. 799 et 345.

Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 35; Niessl, *Fl. Myc. Lusit.* IV,, 12; Trav. et Spes., *l. c.*, 149; *Pl. infectoria* Fck., in Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, II, 384 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 19; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VI, 9; *Pl. vulgaris* Niessl, in G. Mariani, *Fung. Port.*, 8; Frag., *Adic Micofl. Lusit.*, 14.

In ramulis *Linariae caesiae* (Lag.) DC., pr. Espinho, leg. Silva Teixeira, novembri, 1941.

Obs.: *sporidiis 3, plerumque quinqueseptatis transversalibus. Species Pl. vulgaris* Niessl et *Pl. infectoria* Fck. in opinione Berlesei synonymi erunt?

Erysiphaceae Lév.

Erysiphe Cichoracearum DC., in Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, II, 33; *Erys. communis* Fr., p. p., in Tul., *Sel. Fung. Carp.*, I, 214; *Erys. lamprocarpa* (Wallr.) Lév., in Cke., *Brit. Fg.*, II, 650; Sacc., *Syll.*, I, 16; *Erys. Cichoracearum* DC., in Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.*, 12; Rostr., *Dan. Fg.*, 162.

Erys. lamprocarpa (Wallr.) Lév., in exsicc. Thüm., *Myc. Univ.*, n. 1252; Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. 263, c. icon.

Erys. Cichoracearum DC., in Samp. *Cryptog.*, I, 9; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 75.

Fl. Lusit. Exsicc., ap. *Bol. Soc. Brot.*, XVIII (1901), 141, Cent. XVII, n. 1606.

H. et P. Syd., *Pilzfl. Port.*, 4, n. 39; Frag., *Adic. Micofl. Lusit.*, 8; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, V, 309.

In foliis caulibusque *Scorzonerae pinifoliae* Gouan, pr. Vila Viçosa (Alentejo), leg. Silva Teixeira, augusto, 1942.

Erysiphe Polygoni DC., in Sacc., *Syll.*, I, 18; *Erys.* communis (Wallr.) Fr., in Tul., *Sel. Fung. Carp.*, I, 214, c. icon. (tab. V, fig. 3-6); Cke., *Brit. Fg.*, II, 652; Sacc., *l. c.*, I, 18; *Erys. Martii* Lév., in Sacc., *l. c.*, I, 19; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, II, 31; *Erys. communis* (Wallr.) Fr., in Wint., *l. c.*, II, 32; Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.*, 10; Rostr., *Dan. Fg.*, 162.

Erys. Martii Lév., in exsicc. Thüm., *Myc. Univ.*, n. n. 156, 449 et 1449; *Erys. communis* (Wallr.) Fr., in Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. n. 173 et 411 (*Erys. Polygoni* DC.).

Erys. communis (Wallr.) Fr. et *Erys. Martii* Lév., in Colm., *Enum. Rev.s Pl. Penins. Hisp.-Lusit.*, V, 673; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 35; *Erys. Polygoni* DC., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 75.

Erys. Martii. Lév., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, 35; *Erys. communis* Lév., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 38, et III, 33; *Erys. Martii* Lév., in Niessl, *Fl. Myc. Lusit.*, IV, 10; *Erys. communis* Wallr., in Alm., *Agric. Contemp.*, X, 173 et XI, 7 (etiamque *Erys. Martii* Lév.); H. et P. Syd., *Pilzfl. Port.* 4; *Erys. communis* (Wallr.) Fr., in Alm., *Mycofl. Port.*, 24; *Erys. Polygoni* DC., in S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII, et IX, 27; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, V, 310.

Iu foliis ramulisque *Lupini lutei* L. et *Thapsiae villosae* L., pr Vila Viçosa (Alentejo), leg. Silva Teixeira, augusto, 1942.

DOTHIDEACEAE Nke.

Hyalosporae Sacc.

Phyllachora Ulmi (Duv.) Fck., in Sacc., *Syll.*, II, 594; *Dothidea Ulmi* Fr., in Cke., *Brit. Fg.*, II 804; *Dothidella Ulmi* Wlnt., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, II, 904.

Dothidella Ulmi Wint., in Colm., *Enum. Rev. Pl. Penins. Hisp.—Lusit.*, V, 688; *Dothidel. Ulmi* (Sow.) Wint., in Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 40; *Phyllach. Ulmi* (Duv.) Fck., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 76; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 44, n. 100.

Fl. Lusit. Exsic., ap. *Bol. Soc. Brot.*, XI (1893), 92, Cent. XIII, n. 1211.

Phyllach. Ulmi. (Sow.) Fck., in Niessl, *Fl. Myc. Lusit.*, IV, 19; Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, VI, 13; *Phyllach. Ulmi* (Duv.) Fck., in Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, I, 57 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 21; S. Cam., Mycofl. Lusit., VII, 16; VIII et IX, 28 et X, 29.

In foliis *Ulmi scabrae* Mill., pr. Vila Nova de Caparica, leg. Silva Teixeira, septembri, 1942.

HOPOCREACEAE De Not.

Hylodidymae Sacc.

*278) **Nectria episphaeria** (Td.) Fr., in Sacc., *Syll.*, II, 497; Berk., *Brit. Fg.*, 394; Cke., *Brit. Fg.*, II, 785; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, II, 121; Rostr., *Dan. Fg.*, 170.

Exsicc. Thum., *Myc. Univ.*, n. 766.

In ramulis *Cercidis Siliquastri* L., in Lisboa (Campo Grande), leg. Silva Teixeira, junio, 1942.

Obs.: in acervulis *Cryptovalsae Rabenhorstii* Nits.) Sacc.

*279) **Nectria vulgaris** Speg., in Sacc., Syll., II., 483; Ell. et Ev., *Nth. Amer Pyren.*, 98; Rostr., *Dan. Fg.*, 173.

In ramulis *Cercidis Siliquastri* L., in Lisboa (Campo grande), leg. Silva Teixeira, junio, 1942.

LOPHIOSTOMATACEAE Sacc.

Phaeophragmiae Sacc.

Lophiostoma caulium (Fr.) Ces. et De Not., in Cke., *Brit. Fg.*, II, 851; Sacc., Syll., II, 697; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog.* — Fl., II, 300.

S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, IV, 32 et V, 311.

In ramulis *Achilleae Agerati* L., pr. Mercês (Sintra), leg. Silva Teixeira, aprili, 1940.

Socia *Leptostroma Abrotani* Oud.

HYSTERIALES (Crd.) Sacc. et Trav.

HYSTERIACEAE Crd.

Phaeodidymae Sacc.

Tryblidium hysterinum Duf., in Sacc., *Syll.*, II 740; *Trybl. elevatum* (Pers.) Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 80; *Tryblidiella elevata* (Pers.) Rehm., *Hyst.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, III, 233.

Trybl. hysterinum Duf., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 666; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.* 41; *Trybl. elevatum* (Pers.) Trav. et Spes., *Fl. Mic. Lusit.*, 80; *Trybl. histerinum* Duf., in Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 241, n. 902.

Niessl, *Fl. Myc. Lusit.*, IV, 21; Berl., F. Sacc. et Roum., *Fl. Myc. Lusit.*, VIII, 6; *Tryblidiella elevata* (Pers.) Rehm., in Torr., *Fung. Setub.*, II, 147; *Trybl. elevatum* (Pers.) Trav. et Spes., in S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, II,50.

In truncis *Buxi sempervirentis* L., pr. Estoril (circa Cascais), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Phaeodictyae Sacc.

Hysterographium Fraxini (Pers.) De Not., in Sacc., *Syll.*, II, 776: Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.*, 701; Rostr., *Dan. Fg.*, 151.

Exsicc. Thüm., *Myc. Univ.*, n. 470.

Hysterium Fraxini Pers., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 668; *Hysterographium Fraxini* (Pers.) De Not., in Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 41; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 80; Unam., *Ascomic. Penins. Iber.*, 246, n. 919.

Hysterographium Fraxini De Not., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 27;

Hysterium Fraxini Pers., in Niessl, *Fl. Myc. Lusit.* IV, 21; *Hysterographium Fraxini* (Pers.) De Not., in Berl., F. Sacc. et Roum., *Fl. Myc. Lusit.*, VIII, 6; Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 12; Torr., *Fung. Setub.*, III, 3; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, II, 50 et III, 178.

In ramulis *Oleae europaeae* L., pr. São Pedro do Estoril, leg. Branquinho de Oliveira, novembri, 1943.

Scolecosporae Sacc.

280) **Hypoderma virgultorum** DC., in Sacc. *Syll.*, II, 786; Wint., *Ascomyc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, III, 32 et 1247, c. icon. (29); Ell. et Ev., *Nth. Amer. Pyren.* 711; Rostr., *Dan. Fg.*, 146.

Exsicc. Thüm., *Myc. Univ.*, n. 180.

Hypod. Rubi De Not., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 669; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 41 et 42 (*Hypod. virgultorum* DC.); Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 81; Unam., *Ascomic.* Penins. Iber., 249, n. 930.

Hypod. Rubi De Not., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, I, 246; *Hypod. virgultorum* DC., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, III, 24; Frag., *Alg. Hong. Fl. Lusit.*, 131.

In ramulis *Rubi* sp., pr. Trofa (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

SPHAEROPSIDALES (Lév.) Lindau

SPHAERIOIDACEAE Sacc.

Hyalosporae Sacc.

* 281) **Aposphaeria Lampsanae** Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, VI, 388; Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XIV, 893.

In ramulis *Sonchi glaucescentis* Jord., pr. Pedras Salgadas, leg. Silva Teixeira, novembri, 1941.

* 282) **Cytospora carphosperma** Fr., in Sacc., Syll., III, 274; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, VI, 588 et 609; Rostr., *Dan. Fg.*, 432; Grv., *Brit. Fg.*, I, *Sphaerops.*, 286.

In ramis *Tiliae platyphyllae* Scop., in Horto Instituti Agronomici Olisiponensis (Tapada da Ajuda), leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Cystospora Vitis Mont., in Sacc., *Syll.*, III, 256; Allesch,. *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, VI, 611.

Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 177, n. 803.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII, et IX, 34.

In sarmentis *Vitis viniferae* L., pr. Coimbra, leg. Silva Teixeira, martio, 1940.

Sociis *Leptostromatacea immatura* et *Diplodia ampelina* Cke.

Ludwigiella Candollei (Berk. et Br.) Pet., in *Annal. Myc.*, XXI (1923), 290; Pet. et Syd., *Pyren., Sphaeropsid., Melancon.* (1927), 120; *Phoma Candollei* (Berk et Br.) Sacc., *Syll.*, III, 105; *Macrophoma Candollei* (Berk. et Br.) Berl. et Vogl., *Addit. Syll.*, I-IV, 308, n. 624; Sacc., *Syll.*, X, 194; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, VI, 358; Rostr., *Dan. Fg.*, 420.

Macroph. Candollei (Berk. et Br.) Berl. el Vogl., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 95; *Ludwig Candollei* (Berk. et Br.) Pet., in Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 55, n. 237.

Macroph. Candollei (Berk. et Br.) Berl. et Vogl., in Alm., *Mycofl. Port.*, 32; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VII, 18 et VIII et IX, 39.

In foliis *Buxi sempervirentis* L., pr. Sintra (Monserrate), !, septembri, 1941.

Obs.: *sporulis* 28-37,5 $\times$ 10-12 μ.

* 283) **Macrophoma Camarana** Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 151; c. icon. (tab. III, fig. 15); Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 906.

Trav. et Spes., *l. c.*, 151, c. icon. (tab. III, fig. 15); Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 121, n. 571.

In ramulis *Rosae* sp., in Lisboa, leg. Moniz da Maia, majo, 1941.

284) **Macrophoma crassipes** (Mont.) Sacc., *Syll.*, XI, 496; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.-Fl.*, VI, 364.

Sphaeropsis crassipes Mont., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp.-Lusit.*, V, 717; *Macrophoma crassipes* (Mont.) Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 48; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 96; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 122, n. 577.

Sphaeropsis crassipes Mont. in Berk., *Cryptog. Port.*, 9.

In ramis emortuis *Erythrinae Cristae-galli* L., in Olisippone (Parque Eduardo VII), leg. Silva Teixeira, majo, 1941.

Sociis *Phomatospora botryosphaerioides* Speg. et *Phomopsi seposita* (Sacc.) Trav.

Obs.: *sporulis 15-23×7-8 μ.*

* * 285 **Macrophoma solanicola** n. sp. (Tab. II, fig. 1-3).

Pycnidiis diu tectis, in epidermide innatis, excipulo crassiusculo nigroque, globosis, poro pertusis, 200-300 μ; sporulis in squameis dispositis, agglutinatis, fusoideis, utrinque rotundatis vel basi truncatis, rectis, continuis, hyalinis, 15-28 × 6-9 μ; sporophoris minimis; pseudoparaphysibus numerosis, tenuis, achrois.

In caulibus *Solani Wendlandii* Hook., in Horto Botanico Scholae Polytechnicae (Facultate Scientiarum) Olisipponis, leg. Silva Teixeira, januario, 1943.

Socia *Phomopsi Dulcamarae* Trav.

286) **Phoma Phytolaccae** Berk. et Curt., in Sacc., *Syll.*, III, 139.

Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 47; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 99; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 90, n. 420.

Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 15; Frag., *Fl. Mic. Lusit.*, 68.

In ramulis *Phytolaccae abyssinicae* Hoffm., in Olisippone, ad Hortum Botanicum Scholae Polytechnicae (Facultate Scientiarum), leg. Silva Teixeira, januario, 1943.

Phomopsis Asparagi (Sacc.) Trav. e Spes., *Fl. Mic. Port.*, 100; *Phoma Asparagi* Sacc., *Syll.*, III, 162; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 332; *Phomop. Asparagi* (Sacc.) Trav. et Spes., in Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, I, 169.

Phoma Asparagi Sacc., in exsicc. Thüm, *Myc. Univ.*, n. 1585.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 716; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 47; *Phomop. Asparagi* (Sacc.) Trav. et Spes., *l. c.*, 100; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 103, n. 494.

Phoma Asparagi Sacc., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, I, 250; Phomop. Asparagi (Sacc.) Bub., in G. Mariani, *Fung. Port.*, 170; *Phoma Asparagi* Sacc., in Frag., *Adic. Micofl. Lusit.*, 17; *Phomop. Asparagi* (Sacc.) Trav. et Spes., in S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, XI, 34.

In caulibus *Asparagi plumosi* Hort., in Olisippone (Campo Grande), leg. Silva Teixeira, majo, 1941.

Ob. : *sporophoris simplicibus, fasciculatis, rectis vel tortuosis, cylindraceis, achrois, 13-16 μ longis.*

* 287) **Phomopsis Cestri** Syd., in D. Sacc., Trav. et Trott., *Syll.*, XXV, 136.

In ramulis *Cestri* sp., in Olisippone (Campo Grande), leg. Silva Teixeira, junio, 1942.

Socio *Coniothyrio olivaceo* Bon., f. *Cestri* F. Tassi.

288) **Phomopsis Dulcamarae** Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 246 (st. pycnid. *Diaporthes Dulcamarae* Nits.); *Phoma Dulcamarae* (Nits.) Sacc., *Syll.*, III, 127; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.—Fl.*, VI, 322; *Phomop. Dulcamarae* Trav., in Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, I, 226.

Phoma Dulcamarae Sacc., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 716; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 47; *Phomop. Dulcamarae* Trav., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 100; Unam. *Esferopsid. Penins. Iber.*, 107, n. 511.

Diaporthe (Euporthe) Dulcamarae Nits., Fung. spermogon. — *Phoma Dulcamarae* Sacc. — in Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, V, 18; *Phoma Dulcamarae* (Nits.) Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 15.

In caulibus *Solani Wendlandii* Hook., in Horto Botanico Scholae Polytechnicae (Facultate Scientiarum) Olisipponis, leg. S. Teixeira, januario, 1943.

Socia *Macrophoma solanicola* n. sp.

289) **Phomopsis Lebiseyi** Died., in Grv., *Brit.* Fg. *Sphaeropsid.*, I, 167; *Phoma Lebiseyi* Sacc., *Syll.*, III, 91; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.* — Fl., VI, 173 et 349.

Phoma Lebiseyi Sacc., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 715; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 47; *Phomop. Lebiseyi* Died., in Trav. et Spes., *Fl. Mic Port.*, 101; Unam., *Esferopsid. Penins.* Iber., 110, n. 525.

Phoma Lebiseyi Sacc., in Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, V, 25.

In ramis emortuis *Aceris* Negundinis L., pr. Póvoa de Lanhoso (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Obs.: *sporulis saepe triguttulatis, pseudo-septatis similibus.*

* 290) **Phomopsis Ophites** (Sacc.) Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 254; *Phoma Ophites* Sacc., *Syll*,, III, 89; Allesch., *Sphae-*

rioid., ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 216; *Phomop. Ophites* Trav. in Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, I, 191.

In ramis *Hibisci syriaci* L., in Olisippone (Belem), leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Socia *Botryosphaeria Hibisci* (Schw.) Sacc.

Obs.: sepermogonium *Diaporthes* Ketniae Ces.

*291 **Phomopsis Rossiana** Sacc., in Sacc. et D. Sacc., *Syll.*, XVIII, 265; *Phoma Rossiana* Sacc., in Maire et Sacc., *Not. Mycol.*, ap. *Annal. Mycol.*, I, (1903), 222.

In ramulis *Lupini lutei* L., pr. São Nicolau de Basto (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Obs.: *sporulis interdum biguttulatis, 6-10* $\times$ *2,5-3* μ.

Phomopsis seposita (Sacc.) Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 262; *Phoma seposita* Sacc., *Syll.*, III, 68; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 261.

Phoma seposita Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 47; *Phomop. seposita* (Sacc.) Trav., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 101; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 116, n. 548 et 384, n. 1686.

Phoma seposita Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 15 et XII, 8; Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, II, 217 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 37; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VI, 14; G. Mariani, *Fung. Port.*, 11; *Phomopsis seposita* (Sacc.) Trav., in S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, X, 39 et XI, 37.

In ramulis *Erythrinae Cristae-galli* L., in Olisippone (Parque Eduardo VII), leg. Silva Teixeira, majo, 1941.

Sociis *Phomatospora botryosphaerioides* Speg. et *Macrophoma crassipede* (Mont.) Sacc.

Phomopsis Sophorae (Sacc.) Trav., *Pyren.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 260; *Phoma Sophorae* Sacc., *Syll.*, III, 67; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 247; *Phomop. Sophorae* (Sacc.) Trav., in Grv., *Sphaeropsid.*, I, 227.

Phoma Sophorae Sacc., in exsicc. Thüm., *Myc. Univ.*, n. 879.

Phomop. Sophorae (Sacc.) Trav., in Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 101; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 117, n. 551.

Phoma Sophorae Sacc., in Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.* V,

53 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 37; *Phomop. Sophorae* (Sacc.) Trav., in S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII et IX, 52 et XI, 38.

In ramulis Sophorae japonicae L., in Lisboa (Parque Eugénio de Almeida), leg. Silva Teixeira, julio, 1940.

Socia *Diaporthe Sophorae* Sacc. (f. perytheciale) et *Diplodia Sophorae Sacc.*

Obs.: *sporulis* 5, 5-9 × 2-2,5 μ.

*292) **Phomopsis Veronicae-speciosae** (P. Henn.) Died., in Grv., *Brit. Fg., Sphaeropsid.*, I, 235; *Phoma Veronicae-speciosae* P. Henn., in Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XVI, 871; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh.. *Kryptog.—Fl.*, VII, 831.

In ramulis *Veronicae Andersonii* Lindl., in Olisiponne (Campo Grande), leg. Silva Teixeira, aprili, 1942.

Obs.: *sporulis agglutinatis protrusis.*

293) **Phyllosticta laurina** Alm., *Mycofl. Port.*, 29; Sacc. et D. Sacc., *Syll.*, XVIII, 227.

Noack, *Port. Beob. Pflanz.*, XIV, 210; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 103; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 32, n. 119.

Al., *l. c.*, 29 et *Rev. Agron.*, I, 23.

In foliis *Lauri nobilis* L., pr. Sacavem (in Horto Stationis Agronomicae Nationalis)!, aprili, 1943.

*294) **Placosphaeria glandicola** C. Mass., in Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XVI, 899; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.—Fl.*, VII, 863.

In epicarpio *Quercus Ilicis* L., pr. Evora (Herdade de Vale de Maria), leg. Teixeira de Vasconcelos, februario, 1942.

Socia *Diplodia Quercus* Fck.

Obs.: *sporulis parcissime majoribus, usque 7 μ. longis.*

*295) **Placosphaeria punctiformis** (Fck.) C. Mass. et Sacc., in Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 949; *Phyllachora punctiformis* Fck., f. *spermog.*, in Sacc., *Syll.*, II, 615; *Placosph. punctiformis* (Fck.) Sacc. [*Pseudopeziza repandu* (Fr.) Karst.], *Syll.*, VIII, 727; *Placosph. punctiformis* (Fck.) Sacc., in Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.—Fl.*, VI, 540; Rostr. (*Phacidium repandum* Fr.), *Dan.*

Fg., 140; *Placosph. punctiformis* Sacc., in Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, I, 241.

Placosph. punctiformis (Fck.) Sacc., in Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 168, n. 756.

In foliis *Galii Broteriani* Bss. et Reut., pr. Santa Comba Dão, leg. Silva Teixeira, septembri, 1942.

*296) **Plenodomus borgianus** Sacc., in D. Sacc., Trav. et Trott., *Syll.*, XXV, 173.

In epicarpio *Lagenariae* sp., in Horto Instituti Agronomici Olisipponis (Tapada da Ajuda), leg. Branquinho de Oliveira, februario, 1942.

Sociis *Fusario oxysporo* Schlecht., var. *aurantiaco* Crd. et *Macrosporio commune* Rabh.

Phaeosporae Sacc.

*297) **Coniothyrium olivaceum** Bon., f. *Cestri* F. Tassi, in Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XVI, 910; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 918.

In ramulis *Cestri* sp., in Lisboa (Campo Grande), leg. Silva Teixeira, junio, 1942.

Socia *Phomopsi Cestri* Syd. .

Obs.: forma in Lusitania haud memorata est.

*298) **Coniothyrium pallido-fuscum** Sacc., *Syll.*, III, 314; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 26.

In foliis rareque in ramulis *Cryptomeriae japonicae* D. Don., pr. Sintra, leg. Silva Teixeira, julio, 1943.

Socia *Didymosphaeria conoidea* Niessl.

Obs.: *pycnidiis manifesto majoribus, usque 190 μ. diam.*

*299) **Coniothyrium valdivianum** Speg., in Sacc. et Trott., Syll., XXII, 972.

In caulibus siccis *Digitalis purpureae* L., pr. Nine (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Obs.: *sporulis 2,5-5 × 2,5-3 μ.*

Hyalodidymae Sacc.

Ascochyta graminicola Sacc., Syll., III, 407; X, 308 et XXV, 327; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 644; Grv., *Brit. Fg., Sphaeropsid.*, I, 323.

Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 107; Noack, *Port. Beob. Pflanz.*, XIV, 210; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 189, n. 851.

Alm., *Mycofl. Port.*, 35; Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, I, 92 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 47 (var. *Holci* Sacc. et var. *aciliolata* Alm. et S. Cam.); Frag.. *Fl. Mic. Lusit.*, 56.

In ramulis *Dactylidis hispanicae* Roth., pr. Bucelas, leg. Silva Teixeira, aprili, 1942.

Obs.: *species non maculicola, an Diplodina? Pycnidiis circa 80* μ. *diam.; sporulis fusoideis, quandoque curvulis, 7,5-11* $\times$ *2-3,5* μ. *An Ascochyta graminicola* Sacc., var. *hispanica* Frag. [*Mem. R. Soc. Españ. Hist. Nat.*, XI, (1919), 117 et D. Sacc., Trav. et Trott., *Syll.*, XXV, 327]?

Ascochyta Pisi Lib., in Sacc., *Syll.*, III, 397; Berk., *Outl. Brit. Fung.;* Cke., *Brit. Fg.*, I, 455; Sacc., *l. c.*, XI, 523; *Ascoch. pisicola* (Berk.) Sacc., *l. c.*, III, 397; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 658; *Ascoch. Pisi* Lib., in Allesch., *l. c.*, VI, 658; Rostr., *Dan. Fg.*, 438; Grv., *Brit. Fg.*, *Shaeropsid.*, I, 309.

Exsicc. Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. 119, c. icon.

Sptoria Pisi West., in Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 721; *Ascoch. Pisi* Lib., in Noack, *Port. Beob. Pflanz.*, XI, 237; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 107; Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 194, n. 867.

Septoria Pisi West., in Berk., *Cryptog. Pl. Port.*, 11; *Gloeosporium Pisi* Oudem., in Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 20; Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, VI, 17; *Ascoch. Pisi* Lib., in Alm., *Agric. Contemp.*, X, 418 et 422 et XI, 6 et *Mycofl. Port.*, 35; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VII, 22.

In leguminibus *Pisi sativi* L., in mercatibus Olisipponis,!, majo, 1943.

*300) **Diplodina Sophiae** Bubák, in Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 1035.

In ramulis *Sinapis arvensis* L., pr. Monte de Caparica, leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Obs.: *sporulis 9-18×2, 2 μ.*

An *Rhabdospora* sp.?

Phaeodidymae Sacc.

Diplodia ampelina Cke., in Sacc., *Syll.*, III, 332.

Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 331, n. 1461.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII et IX, 59.

In cortice sarmentorum *Vitis viniferae* L., pr. Coimbra, leg. Silva Teixeira, martio, 1940.

Sociis *Leptostromatacea* immatura et Cytospora Vitis Mont.

*301) **Diplodia Quercus** Fck., in Sacc., *Syll.*, III, 354; Fautr. et Lambot., *Esp. Nouv. Côte-d'Or*, ap. *Rev. Myc.*, XVIII, (1896), 148; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 151; Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, II, 55.

In epicarpio *Quercus Ilicis* L., pr. Évora (Herdade de Vale de Maria), leg. Teixeira de Vasconcelos, februario, 1942.

Socia *Placosphaeria glandicola* C. Mass.

Obs.: *pycnidiis densissime gregariis; sporophoris vix distinctis; sporulis non constrictis, 19-28×10-13,5 μ.*

An eadem species *Diplodiae suberinae* Dur. et Mont?

Diplodia Sophorae Speg. et Sacc., *Syll.*, III, 335; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 162.

Unam., *Esferopsid. Penins. Iber.*, 348, n. 1547.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII et IX, 44.

In ramulis *Sophorae japonicae* L., in Lisboa (Parque Eugenio de Almeida), leg. Silva Teixeira, julio, 1940.

Sociis *Diaporthe Sophorae* Sacc. et *Phomopsi Sophorae* (Sacc.) Trav.

Hyalophragmiae Sacc.

*302) **Stagonospora carpathica** Bäuml., in Sacc., *Syll.*, X, 334; Allesch., *Sphaerioid.*, ap., Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 978.

In leguminibus *Viciae Fabae* L., in mercatu Olisipponis, !, majo, 1942.

Obs.: *pycnidiis usque 250 µ. diam.; sporulis 15-30 × 3-5,5 µ.*

Phaeophragmiae Sacc.

303) **Hendersonula Pterosparti n. sp. (Tab. II, fig. 4-7).

Pycnidiis in acervulos stromaticos corticem perforantibus, botryose aggregatis, indistincte ostiolatis, ellipsoideis vel mutua pressione irregularibus, nigris, intus hyphis hyalinis chlorinisve vestitis, parce septatis (usque 65 × 3,5 µ.); sporophoris non visis; sporulis oblongo-ellipsoideis, rectis curvulisve, utrinque rotundatis, tetralocularibus in maturis (rarissime longitudinaliter uniseptatis), non constrictis, eguttulatis, brunneis, 14-22 × 6-8 µ.

In ramulis *Pterosparti tridentati* (L.) Wk. et Lge., pr. São Nicolau de Basto (Minho), leg. Silva Teixeira, Junio, 1941.

Scolecosporae Sacc.

*304) **Sptoria Apii** Chester, in Grv., *Brit. Fg.*, *Sphaeropsid.*, I, 368; *Sept. Petroselini* Desm. (Sacc., *Syll.*, III. 530), var. *Apii* Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. 144, c. icon.; Allesch., *Spherioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 825; Sacc. et P. Syd., *Syll.*, XIV, 972; *Phlyctaena Magnusiana* (Allesch.) Bres., in Sacc., *Syll.*, XI, 551; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.* VI, 938; *Sept.*, *Apii-graveolentis* Dorogin, in Trott., D. Sacc. et Trav., *Syll.*, XXV, 454.

In follis *Apii graveolentis* L., pr. Guimarães (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1940.

*305) **Sptoria pinzolensis** Kabát et Bubák, in Sacc. et D. Sacc., *Syll.*, XVIII, 388.

In folis *Hyoscyami albi* L., var *majoris* (Miller), pr. Monte de Caparica, leg. Silva Teixeira, majo, 1942.

Obs.: *pycnidiis 70-160 µ. diam.; sporulis interdum continuis, saepe uni, bi triseptatisque, 11-23 × 1,5-2 µ.*

Affinis *Sept. Hyoscyami* Hollós, in Sacc. et Trott., *Syll.*, XXII, 1110.

*306) **Septoria Saponariae** (DC.) Savi et Becc., in Sacc., *Syll.*, III, 516; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VI, 850; Grv., *Brit. Fg., Sphaeropsid.*, I, 406.

Exsicc. Bri. et Cav., *Fg. Parass.*, n. 346, c. icon.

In foliis *Saponariae officinalis* L., pr. Santa Comba Dão, leg. Silva Teixeira, septembri, 1942.

LEPTOSTROMATACEAE Sacc.

Hyalosporae Sacc.

*307) **Leptostroma Abrotani** Oud., in Sacc. et P. Syd, *Syll.*, XVI, 990; Sacc. et D. Sacc., *Syll.*, XVIII, 427; Allesch., *Leptostr.*, ap. Rabh., *Kryptog, — Fl.*, VII, 943.

In ramulis *Achilleae Agerati* L., pr. Mercês (Sintra), leg. Silva Teixeira, aprili, 1940.

Socia *Lophiostoma caulium* (Fr.) Ces. et De Not.

EXCIPULACEAE Sacc.

Hyalosporae Sacc.

308) **Dinemasporium graminum** Lév., in Berk., *Outl. Brit. Fung., 321*; *Cke., Handb. Brit. Fg.*, I, 458; Sacc., *Syll.*, III, 683; Allesch., *Excipulac.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 421, c. icon. (422); Rostr., *Dan. Fg.*, 472; Grv., *Brit. Fg., Sphaeropsid.*, II, 138.

Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 53; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 115.

Wint., *Fl. Myc. Lusit.*, VI, 16.

In *rhizomis Cynodontis* Dactyli (L.) Pers., in Olisippone (Marvila); leg. Silva Teixeira, martio, 1940.

Obs.: *sporulis 11-15* $\times$ *2-3* μ.

MELANCONIALES (Crd.) Sacc. et Trav.

MELANCONIACEAE (Crd.) Sacc. et Trav.

Hyalosporae Sacc.

Gloeosporium Mollerianum Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, II, 19; Sacc., *Syll.*, III 716; Allesch. *Melanc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 490.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 731; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 53; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 117.

Thum., *l. c.*, II, 19; Bres., *Fl. Myc. Lusit.*, IX, 35; Sacc., *Fl. Myc. Lusit.*, X, 20 et XII, 13; Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, V, 21 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 58; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 161; S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VI, 20; X, 55 et XI, 49; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, III, 189.

In ramulis *Phytolaccae abyssinicae* Hoffm., in Olisippone, ad Hortum Botanicum Scholae Polytechnicae (Facultate Scientiarum), leg. Silva Teixeira, januario, 1943.

Phaeosporae Sacc.

Melanconium juglandinum Kze., in Sacc., *Syll.*, III, 753; Allesch., *Melanc.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VII, 577, c. icon. (578); Grv., *Brit. Fg.*, *Melancon.*, II, 316.

S. Cam., *Mycofl. Lusit.*, VIII et IX, 74.

In cortice truncorum *Juglandis regiae* L., pr. Colares (Sintra), !, aprili, 1941.

Hyalodidymae Sacc.

Cylindrosporium Heraclei Ell. et Ev., in Sacc., *Syll.*, X, 502; Rostr., *Dan. Fg.*, 493.

Cylindr. hamatum Bres (?), in S. Cam., Oliv. et Luz, *Myc. Lusit.*, I, 35.

In folis *Angelicae* sp., pr. Alenquer, leg. Teixeira de Vasconcelos, aprili, 1943.

In pagina inferiore foliorum socia stromate sterile.

Obs.: *Maculis indistinctis*; *conidiis fusoideis, falcatiformibus, medio uniseptatis, 40-77 × 4-5 μ., dein in massam albidam ejectis.*

Affinis *Cylindr. Pimpinellae* C. Massal., *Cylindr. hamati* Bres. et *Cylindr.* vaccariani Sacc.

Scolecosporae Sacc.

* 309) **Phleospora Pseudoplatani** Bubak, in Sacc. et D. Sacc., *Syll.*, XVIII, 489; *Septoria Pseudoplatani* Rob. et Desm., in Sacc., *Syll.*, III, 478; Allesch., *Sphaerioid.*, ap. Rabh., *Kryptog.— Fl.*, VI,

719; *Phleosp. Pseudoplatani* Bubak, in Grv., *Sphaeropsid.*, I, 432.

In foliis *Aceris Pseudoplatani* L., pr. Sintra, leg. D. Natalina Azevedo, majo, 1943.

HYPHALES (Mart.) Sacc. et Trav.

TUBERCULARIACEAE Ehrb.

Hyalosporae Sacc.

Tubercularia vulgaris Td., in Sacc., *Syll.*, IV, 638; *Tub.* Asculi Opiz, in Sacc., *l. c.*, 641; *Tub. Berberidis* Thüm., in Sacc., *l. c.*, 640; *Tub. expallens* Fr., in Sacc., *l. c.*, 641; *Tub. mutabilis* Nees, in Sacc., *l. c.*, 641; *Tub. nigricans* (Bull.) Lk., in Sacc., *l. c.*, 640; *Tub. Sambuci* Crd., in Sacc., *l. c.*, 642; *Tub. expallens* Fr., in Sacc., *l. c.*, IX, 427; *Tub. mutabilis* Nees., in Sacc., *l. c.*, IX, 427; *Tub. Calycanthy* Passer., in Sacc., *l. c.*, X, 702; *Tub. vulgaris* Td., in Tul., *Sel. Fung. Carp.*, III, 79, tab. XII, fig. 13 et 14; Lind., *Hyph.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, IX, 421; *Tub. expallens* Fr., in Lind., *l. c.*, 427; *Tub. mutabilis* Nees., in Lind., *l. c.*, 427; *Tub. vulgaris* Td., in Ferrar., *Hyph.*, *Fl. Ital. Crypotog.*, 24.

Tub. Berberidis Thüm., in exsicc. *Myc. Univ.* n. 696.

Tub. vulgaris Td., in Colm., *Enum. Cryptog. Esp. Port.*, XVII (1867), 503 et *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 751; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 58; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 120.

Tremella purpurea, in Vandel., *Fl. Lusit. Brasil.*, 68; *Tub. vulgaris* Td., in S. Cam., *Mycofl.* Lusit., X, 56.

In ramulis *Pruni domesticae* L., in Lisboa, !, majo, 1942.

Phaeosporae Sacc.

Epicoccum purpurascens Ehrb., in Sacc., *Syll.*, IV, 736; Lind., *Hyph.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, IX, 595 et 821; Ferrar., *Hyph.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 109; Rostr., *Dan. Fg.*, 549.

Colm., *Enum. Revis. Pl. Penins. Hisp. — Lusit.*, V, 753; Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 58; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 120.

Thüm., *Fl. Myc. Lusit.*, III, 15; Alm., *Est. Nosol. Veg.*, 33; *Epic. purpureum* Ehrb., in H. et P. Syd., *Pilzfl. Port.*, 5; *Epic. purpurascens* Ehrb,, in Alm., *Mycofl. Port.*, 51; Alm. et S. Cam., in *Rev. Agron.*, V, 341 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 62.

In *caryopsidibus Oryzae sativae* L., pr. Sacavem, in Horto Stationis Agronomicae Nationalis, leg. Mira, februario, 1943.

Phragmosporae Sacc.

310) **Fusarium oxysporum** Schlecht., var. *aurantiacum* Crd., in Sacc., *Syll.*, IV, 705; *Fus. Cordae* Mass., *Brit. Fung. Fl.*, III, 481; Lind., *Hyph.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, IX, 528; *Fus. oxysporum* Schlecht., δ *aurantiacum* Crd., in Ferrar., *Hyph.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 88.

Sacc., *Consp. Fung. Lusit.*, 58; Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 121.

Bres., *Fl. Myc. Lusit.*, IX, 37; Alm., *Mycofl. Port.*, 50 (species vix).

In epicarpio putrescente *Lagenariae* sp., in Horto Instituti Agronomici Olisipponis (Tapada da Ajuda), leg. Branquinho de Oliveira, februario, 1942.

Sociis *Plenodomo borgiano* Sacc. et *Macrosporio* commune Rabh.

DEMATIACEAE Fr.

Amerosporae Sacc.

*311) **Hormiscium stilbosporum** (Crd.) Sacc., *Syll.*, IV, 264; Lind., *Hyph.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VIII, 601; Ferrar., *Hyph.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 228.

In caulibus Tropaeoli maji L., pr. Sintra, leg. Silva Teixeira, januario, 1943.

Phaeosporae Sacc.

Periconia pycnospora Fresen., in Sacc., *Syll.*, IV, 271; Berl., *Fg. Moric.*, fasc. VII, n. 9, tab. 58, fig. 1-4; Lind., *Hyph.*, ap. Rabh., *Kryptog. — Fl.*, VIII, 613; c. icon. (614) et IX, 783; Ferrar., *Hyph.*, *Fl. Ital. Cryptog.*, 238.

Trav. et Spes., *Fl. Mic. Port.*, 123.

Alm. et S. Cam., *Rev. Agron.*, I, 333 et *Mycofl. Lusit.*, III, IV et V, 62; Frag. *Fl. Mic. Lusit.*, 48; S. Cam. et Luz, *Myc. Lusit.*, IV, 46 et V, 320.

In ramulis *Ailanthi altissimae* Swingle, pr. Braga (Minho), leg. Silva Teixeira, junio, 1941.

Socia *Diaporthe petiolorum* Sacc. et Speg.

Tab. I.



Fig. I.

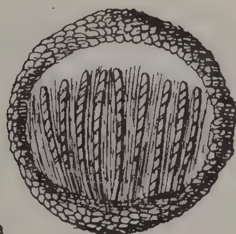


Fig. II.

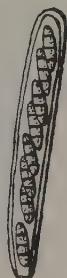






Fig. IV.





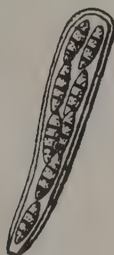
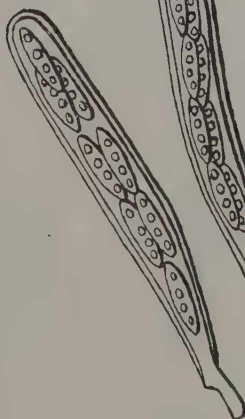


Fig. III.



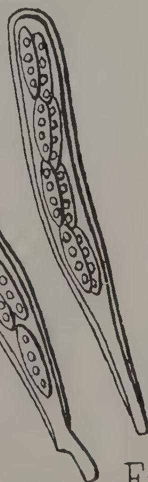




Fig. VI

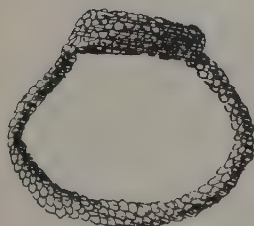


Fig. V.





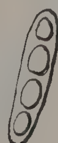
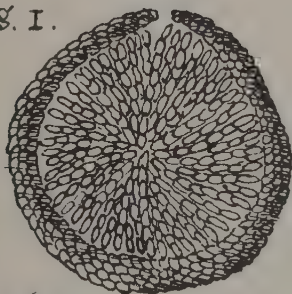
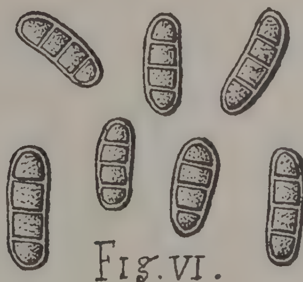


Fig. VII.


Fig. I.


Fig. VI.

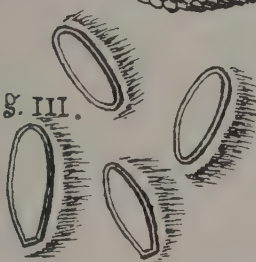
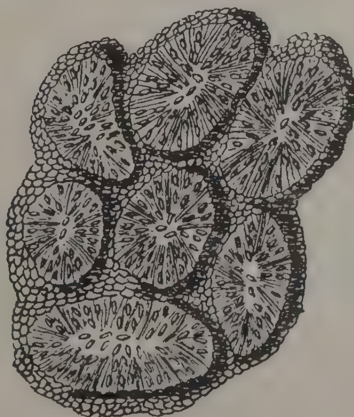
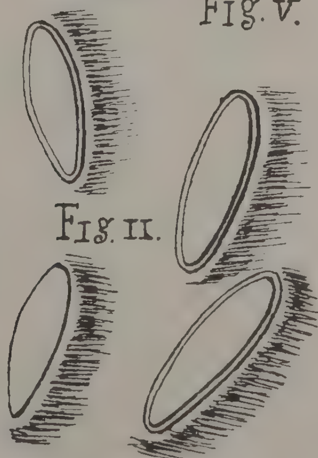

Fig. III.


Fig. VII.


Fig. V.


Fig. IV.


Fig. II.

A HETEROFILIA DA OLIVEIRA
DO PONTO DE VISTA DA PROPAGAÇÃO VEGETATIVA

POR *J. VIEIRA NATIVIDADE*
(ESTAÇÃO AGRONÓMICA NACIONAL)

INTRODUÇÃO

APESAR do milenário cultivo da Oliveira e do extraordinário poder de regeneração da espécie, ou talvez por isso, o problema da propagação das variedades cultivadas e do estabelecimento de linhas clonais de porta-enxertos está longe de se apresentar satisfatòriamente resolvido. Pode até afirmar-se que não foi ainda possível substituir ou modificar de modo sensível os métodos clássicos, já preconizados por VARRÃO, PLÍNIO, COLUMELA e PALÁDIO, muito embora a economia olivícola haja sofrido, no decorrer de tantos séculos, modificações profundas, e apesar também dos enormes progressos realizados modernamente na técnica da propagação vegetativa.

Nem os tão diversos tipos de estacas lenhosas, nem o recurso aos *ovuli*, nem a enxertia sôbre os porta-enxertos tradicionais correspondem, do ponto de vista comercial, às necessidades da multiplicação rápida, económica e perfeita da Oliveira. As estacas lenhosas usuais, ainda que não atinjam as dimensões exageradas das velhas tanchoeiras ou tanchões, requerem, na propagação em larga escala, quantidades avultadas de material lenhoso, tanto mais difíceis de obter, quanto mais se aperfeiçôa a técnica olivícola e se praticam podas freqüentes e menos intensas, que fornecem reduzido volume de despojos. A propagação por *ovuli* tem aplicação restrita, dados os prejuízos que sofrem as plantas-mães com a extracção dos mamilos radicíferos; mas, tanto êstes, como as estacas lenhosas usuais, proporcionam um sistema radicular precário, que agrava a crise da transplantação, e só remediável quando se aumenta a permanência no viveiro, o que não é económico nos viveiros industriais. A enxertia enfrenta, por enquanto, os inconvenientes

Recebido para publicação em 31 de Agosto de 1943.

que pusemos em evidência em trabalhos anteriores (NATIVIDADE 1940, 1940 a, 1941); os métodos da cameação e de *stooling*, dada a morosidade do enraïzamento nesta espécie, não se podem aplicar à propagação comercial, porque os ramos, presos à planta-mãe, ainda que estiolados na base, só dificilmente e precàriamente enraïzam no primeiro ano. O recurso à incisão anular ou ao estrangulamento da base do ramo (HÖSTERMANN 1930), para favorecer a emissão de raízes, inaplicável, por trabalhoso, à produção de porta-enxertos, e de utilidade duvidosa quando se trata de variedades culturais que se multiplicam fàcilmente pelos métodos clássicos, mais simples e menos dispendiosos, não se generalizou nem decerto virá a generalizar-se.

Por outro lado, não têm sido frutuosas as tentativas para se conseguir o enraïzamento de ramos novos de Oliveira, com e sem o emprêgo de fitohormonas, muito embora êstes ramos novos constituam o material óptimo para propagação, visto que se pode obter em quantidades avultadas sem grande sacrifício das plantas-mães, e é o mais adequado para a produção de porta-enxêrtos em larga escala.

Embora BAILEY (1941) refira que os viveiristas da Califórnia propagam a Oliveira por ramos terminais atempados, e em estufa aquecida, os resultados obtidos por numerosos investigadores, e referidos na literatura, não animam a atribuir a êste método suficiente valor prático. Também as experiências de MAXIMOV, GOCHOLASHVILI e TSKHOIDZE (1938), de RZHEVKIN (1940), de MORETTINI (1941) e de DELUPIS (1941) evidenciam uma reacção muito débil dos ramos da Oliveira às substâncias promotoras do enraïzamento usuais, e os resultados não correspondem, até agora, à complexidade dos processos técnicos requeridos.

Esta situação justifica, pois, que se procurem novas soluções para um problema que tanto interessa a olivicultura moderna.



Foi sem dúvida GOEBEL (1900), ao referir-se à chamada «reversão» à forma juvenil de ramos de plantas adultas, quem mencionou pela primeira vez a aptidão para o enraïzamento que possuem essas formas juvenis (pág. 143): «in many Coniferae cuttings of the juvenile form root readily, whilst those of the adult form do so

with difficulty or not at all»; todavia, êste novo conhecimento não teve, então, qualquer reflexo na prática.

GARDNER (1930) verificou que as estacas herbáceas obtidas da parte terminal do caule de plantas de semente de diversas espécies lenhosas, durante o primeiro ano do seu desenvolvimento, enraïzam com facilidade, e que esta aptidão declina com a idade. Nas Maceiras, segundo êste autor, os lançamentos das plantas enxertadas não possuem, durante o primeiro ano, a mesma capacidade para enraïzar das plantas de semente da mesma idade. Quando, porém, as *seedlings* de Maceira são atarracadas ao nível do solo, emitem rebentos dotados do mesmo poder de regeneração. Êste método foi ulteriormente empregado por PASSECKER (1940 a) em outras espécies; mas os resultados mais favoráveis foram obtidos conservando os pés-mães em vaso, na estufa, durante o inverno.

STOUTEMYER, MANEY E PICKETT (1935, 1936) observaram, ainda na Maceira, que a capacidade para o enraïzamento não está circunscrita à fase juvenil de crescimento das plantas de semente: apresentam-na também os ramos originados por verdadeiros gomos adventícios. Esta particularidade já antes havia sido referida por STEWART (1923) em *Acanthus montanus*, e depois por SMITH, OVERTON, GILBERT, DENNISTON, BRYAN e ALLEN (1930) que escreveram (pág. 97-98): «Leaves of juvenile form are not confined to seedlings: not uncommonly, leaves borne on branches developed from adventitious buds formed in a callus are of the juvenile type.» Como, porém, os gomos desta natureza são raros na Maceira, aqueles autores preconizam o emprêgo, na propagação, dos rebentos emitidos pelas estacas de fragmentos de raiz, os quais proporcionam uma percentagem de pegamentos elevada.

Mais recentemente, STOUTEMYER (1937) atribui o diverso comportamento, quanto à regeneração, dos ramos de Maceira, provenientes da mesma árvore e com a mesma idade, à existência de fases distintas de crescimento e perfilha, em grande parte, os pontos de vista de GOEBEL (1900). Outros experimentadores conseguiram resultados favoráveis empregando na propagação ramos na fase juvenil de crescimento. BIALE E HALMA (1938) observaram que as estacas obtidas cortando rente ao solo pequenas plantas de semente, com dois meses apenas, pertencentes a vários géneros (*Citrus*, *Annona*, *Carica*, etc.) enraïzam prontamente, o que não acontece com as estacas colhidas em ramos de plantas adultas. No Damasqueiro,

PASSECKER (1940) refere que os lançamentos com fôlhas do tipo juvenil dão estacas que emitem raízes com facilidade.

A aplicação, na prática da propagação vegetativa, dos conhecimentos trazidos por estas diversas contribuïções é muito modesta. Tanto a multiplicação de pequenas plantas de semente de espécies fruteiras, de que os progenitores são normalmente heterozigóticos, como o recurso às estacas de raiz, oferecem diminuto interêsse. Isso explica que se não haja generalizado nenhum dos métodos de propagação baseados na aparente ocorrência de fases distintas de crescimento nas espécies lenhosas.

Por outro lado, embora dessas contribuïções se depreenda que o crescimento do tipo juvenil é caracterizado por um elevado poder de regeneração, os resultados não se podem considerar em absoluto conclusivos. IVASHCHENKO (1939), por exemplo, no género *Eucalyptus*, onde a fase de crescimento juvenil tem manifestações morfológicas muito acentuadas e características, e com estacas colhidas em plantas de semente com sete meses de idade, obteve apenas pegamentos compreendidos entre 40 % (*E. tereticornis* Sm.) e 4 % (*E. cinerea* F. M.), resultados êstes que se não podem considerar bastante significativos. Também algumas experiências onde se pretende evidenciar a capacidade para o enraïzamento dos ramos com características do crescimento juvenil não estão isentas de crítica. Assim, STOUTEMYER, MANEY e PICKETT (1936) e STOUTEMYER (1937) trabalharam com ramos de Maceira estiolados na base, sem terem em conta esta particularidade, e estabelecem a comparação com ramos normais não estiolados, quando aquela circunstância influi consideràvelmente nos resultados. De facto, GARDNER (1930) mostrou que êstes últimos ramos, provenientes de árvores adultas, revelam aptidão para radicar depois de artificialmente estiolados em parte.

Nenhum dos autores citados nos esclarece, como se nos afigura essencial, quanto à duração do período em que se manifesta a mais elevada aptidão para o enraïzamento; é-se levado assim a supôr que êle perdure, qualquer que seja o grau de desenvolvimento do ramo, enquanto existirem manifestações morfológicas externas de juvenilidade. Não se verifica isto, porém, na prática; daí a tendência (STOUTEMYER 1937) para apreciar o grau de juventude através da capacidade de regeneração, o que é evidentemente

prematuro, dada a insuficiência de conhecimentos quanto às relações entre os dois fenómenos.

Mas essa juvenilidade é já em si bastante enigmática quando surge em plantas adultas. Para GOEBEL (1900), a heterofilia traduz uma reversão à forma juvenil, limitada a certas regiões do caule e a um estado definido de desenvolvimento, passado o qual a planta perde a capacidade de produzir ramos com características juvenis. Para os partidários da doutrina da «Reversão» (JEFFREY 1930), os ferimentos e mutilações provocam o aparecimento, nalguns órgãos, de caracteres de organização ancestrais. Assim, OLIVER (1939) interpreta a ocorrência de fôlhas atípicas como um fenómeno de atavismo, sem o relacionar, todavia, com a aptidão para o enraïzamento. Por sua vez, STOUTEMYER (1937) admite que, na Maceira, possa ocorrer a condição juvenil nos ramos provenientes de gomos adventícios, e só nestes, sem se manifestar na morfologia das fôlhas ou na estrutura dos rebentos, e sem que haja ferimentos ou mutilações. Êste regresso à juvenilidade seria portanto alheio à clássica doutrina da «Reversão».

A insuficiência de conhecimentos sôbre a verdadeira natureza de tais fenómenos e sôbre as condições em que se podem provocar artificialmente, e, por outro lado, a necessidade ainda de se esclarecerem, por ensaios sistemáticos, as relações da heterofilia com o enraïzamento, determinaram a elaboração do presente estudo. A Oliveira oferece, para o fim em vista, material sobremaneira favoràvel; e assim foi possível, não sò abrir novas directrizes aos trabalhos de propagação vegetativa nesta espécie, se não também contribuir para esclarecer, com uma nova interpretação, o fenómeno da heterofilia.

OBSERVAÇÕES E RESULTADOS EXPERIMENTAIS

HETEROFILIA DA OLIVEIRA

O dimorfismo foliar é freqüente nas espécies lenhosas, e numerosos são os exemplos referidos na literatura; porém, na Oliveira, a heterofilia não foi até agora objecto de estudo particular, certamente porque as diferenças na forma entre as fôlhas do tipo adulto e as do tipo juvenil não atingem a amplitude que se observa nas plantas que constituem os exemplos clássicos, e tam-

bém porque nenhum significado especial se atribuiu a êsse dimorfismo foliar.

Embora seja freqüente em muitas espécies (como já referiram VAN TIEGHEM e STRASBURGER) encontrarem-se, no mesmo ramo, especialmente na base, fôlhas com formas e tipos de inserção diferentes dos normais, êste fenómeno reveste na Oliveira certas particularidades, tanto no que diz respeito à natureza dos ramos em que se apresenta, como à duração da fase juvenil, que o aproximam, se não integram, nos chamados casos de «reversão» descritos por GOEBEL.

Referir-nos-emos aqui, sobretudo, à heterofilia da variedade *Galega*, de que dispúnhamos de abundante material para estudo, mas o fenómeno foi por nós observado noutras variedades: *Leccino*, *Lentisca*, *Verdial*, *Maçanilha*, e bastante acentuado até nesta última. Supomos que a heterofilia do tipo que descrevemos seja comum a tôdas as variedades da *Olea europaea*.

Da casta *Galega* estudaram-se exclusivamente plantas propagadas por estaca (tanchoeira), e por isso os rebentos da base do tronco e formados sôbre as raízes superficiais pertencem à variadade considerada. Êsses rebentos, oriundos dos numerosos gomos adventícios existentes nos mamilos radicíferos e nas cordas (NATIVIDADE 1940) e que se formam com profusão na sapata e no tronco das árvores adultas, fig. 1, apresentam durante o primeiro ano do seu desenvolvimento algumas particularidades morfológicas que os distinguem dos lançamentos normais provenientes dos gomos terminais ou axilares dos ramos da copa. Êste dimorfismo é tão acentuado nalguns casos que não raro se supõe haverem sido enxertadas certas Oliveiras multiplicadas por estaca, e atribuem-se ao porta-enxêrto os ramos da base do tronco, que tanto diferem do tipo normal da variedade.

Ao passo que as fôlhas dos lançamentos normais, com a disposição oposto-cruzada, são tìpicamente oblongo-lanceoladas (fig. 3-A e 5-A), e apresentam a página superior verde-acinzentada e mate, em virtude do denso revestimento de pêlos escamosos (fig. 6-A), nos rebentos originados pelos gomos adventícios, a inserção, a forma e a tomentosidade das fôlhas variam no mesmo ramo. Assim, nos três, quatro ou cinco primeiros verticilos, a contar da base, a inserção é alterna (v. ALMEIDA 1942), depois verticilada (ternada) num ou noutro verticilo; as fôlhas são pequenas,

arredondadas, ovadas, ou obovado-elípticas, do tipo embrionário(1), fig. 3-C e 4-C-D-E. Seguem-se a estas, fôlhas oposto-cruzadas, ovado-lanceoladas, ou lanceoladas, do tipo juvenil, amiúde mais largas do que as normais, fig. 3-B e 5-B a E, e de um tom verde muito mais claro do que o das fôlhas do tipo adulto. A página superior, brilhante, como que envernizada, é consideràvelmente menos tomentosa nas fôlhas dos tipos embrionário e juvenil, (fig. 6-B); a página inferior, que nas fôlhas do tipo adulto é branco-escamulosa, apresenta nestas uma coloração verde-clara, e não esbranquiçada, porque o tomento não reveste por completo o parênquima clorofilino.

Os cortes transversais, em fôlhas da mesma idade, mostram que as do tipo juvenil são menos espêssas do que as dos tipos embrionário e adulto (fig. 7-A a C). Nestas últimas, o tecido em palissada apresenta três assentadas de células, nas do tipo juvenil duas, e três nas do tipo embrionário; mas, nêstes dois últimos tipos, as células são menos alongadas, o que reduz a espessura dêsse parênquima. Aqui, é mais reduzido também o revestimento cuticular. Aos tipos de crescimento embrionário e juvenil correspondem, pois, especializações xerofíticas menos acentuadas.

As fôlhas terminais dos rebentos, produzidas depois de Julho ou Agôsto, apresentam muitas vezes já as caracteristicas do tipo adulto, sobretudo as dos rebentos da base do tronco, desenvolvidos em condições normais. A passagem de um para outro tipo faz-se, porém, gradualmente, e por isso se torna impossível delimitar, no ramo, as sucessivas fases de crescimento.

Quando se comparam os rebentos provenientes de gomos adventícios do tronco e das raízes, com as pequenas plantas de Oliveira, obtidas de semente, durante o seu primeiro ano de desenvolvimento, observam-se certas semelhanças morfológicas que justificam a terminologia empregada. As plantas de semente apresentam na base do caule um par de fôlhas primordiais, sésseis, ovadas ou ovado-lanceoladas, a que se seguem fôlhas de tipo juvenil, com características semelhantes às dos rebentos no que se refere à côr, espessura e tomentosidade, e amiúde de menores di-

---

(1) Empregamos as expressões: *tipo embrionário* ou *cotiledonar*, *tipo juvenil* e *tipo adulto* para exprimir simples analogias morfológicas em relação às plantas de semente nas sucessivas fases de crescimento, sem que isso envolva concordância com a doutrina da «reversão».

mensões do que as do tipo adulto. Estas aparecem mais tarde, e variam muito, na forma e tamanho, de indivíduo para indivíduo, em virtude da heterozigocidade das castas culturais de Oliveira; na mesma planta, todavia, as diferenças em relação aos tipos embrionário e juvenil são assás acentuadas durante o primeiro e segundo ano de crescimento.

Na base do tronco das velhas Oliveiras formam-se todos os anos numerosos rebentos com as características que descrevemos, e a sua supressão constitui prática corrente do granjeio. Quando se escava a árvore e pomos a descoberto os mamilos radicíferos da parte subterrânea da sapata, prontamente se desenvolvem os gomos adventícios latentes e formam-se numerosos rebentos. Depois de podas de certa severidade, ou da fertilização do terreno do olival, desenvolvem-se rebentos do mesmo tipo ao longo do tronco e sôbre os ramos mais grossos. Nas árvores que sofreram o descabeçamento, tôda a rebentação ulterior apresenta essas características, e as manifestações de juvenilidade (especialmente quanto a côr, espessura e tomentosidade das fôlhas) apresentam-se ainda numa fase mais avançada do desenvolvimento dos ramos. Observámos árvores nestas condições em que os rebentos produzidos no primeiro ano não possuem fôlhas do tipo adulto; noutros casos, em que se praticou o corte do tronco próximo do solo, os rebentos da toiça manifestam ainda no segundo ano aquelas características, embora os ramos provenham agora de gomos normais. Entre os casos mais curiosos que observámos conta-se uma Oliveira, na Mata Nacional do Vimeiro, em cujo tronco se desenvolveu, após a supressão de uma grossa pernada, um ramo vigoroso que apresenta, com cinco ou seis anos de idade, tôda a folhagem do tipo juvenil e numerosos frutos, contràriamente à noção geral de que os ramos do tipo juvenil são estéreis. A fig. 5 mostra as diferenças existentes entre as fôlhas dos rebentos da sapata (B), as do ramo do tronco (C, D e E), bastante maiores do que as normais da variedade, e as dos ramos da copa (A), do tipo adulto, da árvore a que nos referimos.

Em todos os casos observados, a ocorrência de crescimento do tipo juvenil não parece ser influenciada pela época em que o ramo é produzido. Nos casos de rebentação estival, os rebentos formados nesta época são morfològicamente em tudo semelhantes aos produzidos durante o inverno e primavera.

Na parte dêste estudo reservada à discussão apreciaremos as particularidades do crescimento observadas na Oliveira em face das interpretações dadas até agora ao fenómeno da heterofilia.

PROPAGAÇÃO VEGETATIVA

O principal interêsse imediato da heterofilia reside na capacidade de regeneração atribuída, nas espécies lenhosas, aos ramos das plantas de semente na fase de crescimento do tipo juvenil (GOEBEL 1900, STEWART 1923, GARDNER 1930, STOUTEMYER 1937, BIALE E HALMA 1937, PASSECKER 1940). Nenhuma referência encontrámos, na literatura consultada, à ocorrência de heterofilia em plantas adultas propagadas por estaca, e sôbre a aptidão para o enraïzamento do material fornecido por estas árvores. Nos ensaios realizados pretendeu-se esclarecer o comportamento da Oliveira, neste aspecto.

Material e métodos

Utilizaram-se, nas experiências de propagação por estacas semi-lenhosas, rebentos formados durante o inverno e parte da primavera na base do tronco de Oliveiras da variedade *Galega*, da zona jurássica da região de Alcobaça. Êstes ramos, com 8 a 20 cm. de comprimento, conservaram-se depois da colheita, e em todos os ensaios, durante cêrca de 18-20 horas em musgo umedecido, pela impossibilidade de se realizar no mesmo dia a plantação. Os ramos foram plantados, depois de suprimidas as fôlhas do trôço basilar, numa mistura de três partes de areia e uma de terriço, em caixas de propagação que se mantiveram numa estufa, não aquecida, durante todo o ensaio. Ao material apenas se dispensaram os habituais cuidados de rega para lhe conservar a turgidez.

Nas experiências de 13 e 27 de Janeiro (Quadro I) não se fez qualquer distinção entre estacas estioladas na base e não estioladas, porque as primeiras eram em número diminuto. Nos ensaios ulteriores, porque foi possível reünir bastante material, separaram-se as estacas dos dois tipos. Êste estiolamento, que atinge apenas um a três centímetros da base dos ramos, obteve-se, não intencionalmente, pela simples acumulação de delgada camada de

terra sôbre a sapata das árvores, quando da mobilização do terreno do olival.

O exame e a contagem das estacas que figuraram nas experiências até 4 de Maio fizeram-se em 16 de Junho; as dos ensaios de 3 de Junho, em 16 de Julho.

Simultâneamente com os ensaios na estufa, experimentou-se a estacaria ao ar livre, apenas protegida por uma esteira da incidência directa dos raios solares. A percentagem de pegamentos nestas condições foi muito baixa para o que devem ter possìvelmente contribuido as condições climatéricas desfavoráveis do ano e até a natureza do terreno. Por tal motivo, não se tiveram em consideração êsses ensaios no presente estudo, dada a impossibilidade de se individuarem os factores ou factor do mau êxito.

Como os rebentos da Oliveira, pela profusão com que se formam, constituem material de grande interêsse na propagação vegetativa, ensaiaram-se também diversas modalidades de estacas lenhosas, da variedade *Galega*, obtidas dêsses rebentos com um ano de idade, e formados portanto no ciclo vegetativo anterior. As estacas, com 25 a 30 cm. de comprimento, e às quais se conservaram as fôlhas da extremidade superior, plantaram-se ao ar livre, em Março, como as estacas lenhosas usuais, e foram examinadas em Janeiro do ano imediato, depois de cêrca de 10 meses de permanência no viveiro. Os resultados apresentam-se nos quadros VII e VIII.

Resultados

Estacas semi-lenhosas. Nos Quadros I e II reüniram-se os dados referentes às estacarias feitas de 13 de Janeiro a 3 de Junho. Excluiram-se, porém, do Gráfico I os dois ensaios de Janeiro por não serem rigorosamente comparáveis aos ensaios ulteriores, pelas razões já expostas. As fig. 8 e 9 permitem apreciar o desenvolvimento das raízes e da parte aérea das estacas plantadas em 27 de Janeiro e 10 de Fevereiro, depois, respectivamente de 141 e 128 dias de permanência na estufa.

Na fig. 10 apresentam-se algumas das estacas do ensaio de 13 de Janeiro, fotografadas em 31 de Agôsto, e portanto com cêrca de sete meses e meio de idade.

Se se tiver em consideração que nos ensaios de 13 e 27 de Janeiro (Quadro I) apenas entrou um número diminuto de rebentos estiolados na base, os resultados são muito favoráveis, e de

QUADRO I

ESTACAS SEMI-LENHOSAS

Data dos ensaios	N.º de estacas	N.º de pegamentos	Percentagem de pegamentos
13 Janeiro	70	46	65.7
27 Janeiro	82	61	74.3

modo apreciável excederam os dos ensaios subseqüentes com estacas do mesmo tipo. Com o avanço da estação, a percentagem de pegamentos declina, mas é diverso o comportamento neste aspecto das estacas estioladas e não estioladas na base (Quadro II).

QUADRO II

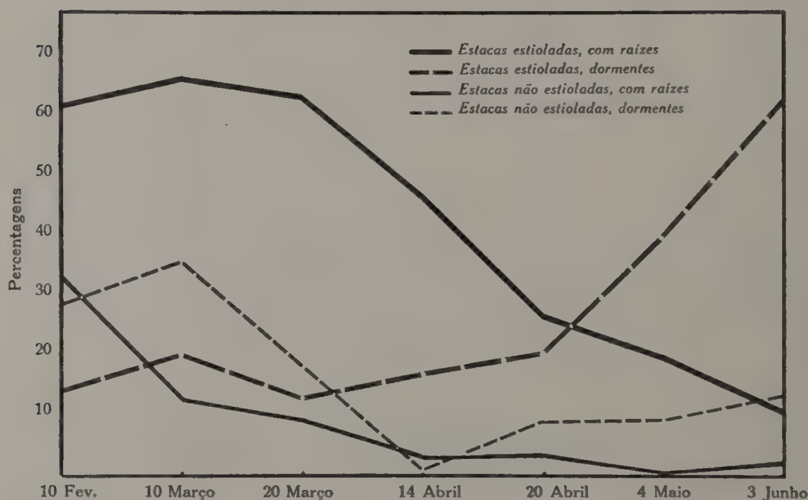
ESTACAS SEMI-LENHOSAS

Data dos ensaios	Estacas estioladas			Estacas não estioladas		
	Número	N.º de pegamentos	Percentagem de pegamentos	Número	N.º de pegamentos	Percentagem de pegamentos
10 Fevereiro	42	26	61.9	114	37	32.4
10 Março	59	39	66.1	96	12	12.5
20 Março	32	20	62.5	89	8	8.9
14 Abril	122	56	45.9	111	3	2.7
20 Abril	50	13	26.0	59	2	3.3
4 Maio	78	15	19.2	78	0	0
3 Junho	50	5	10.0	117	2	1.7

Assim, enquanto que o declínio é rápido nas estacas dêste último tipo, e desce a zero no ensaio de 4 de Maio, as estacas estioladas fornecem até 14 de Abril uma percentagem de pegamentos satisfatória, se atendermos à conhecida dificuldade com que enraïzam os ramos novos de Oliveira. O estiolamento não contribui apenas para que seja mais elevada a percentagem de estacas que formam raízes, em relação à das não estioladas: faz

ainda que essa percentagem se mantenha sensìvelmente constante durante um período longo. Por outro lado, como a emissão de raízes é mais precoce nas estacas daquele tipo, o sistema radicular apresenta-se mais desenvolvido, em igualdade de duração do ensaio (fig. 9-A e B).

GRÁFICO I



Não se verificou, em qualquer das experiências, que existisse relação evidente entre a formação de bordidura cicatricial na base das estacas e o enraïzamento. Na grande maioria dos casos observados, as raízes formam-se próximo da base da estaca, mas sem relação aparente com a ferida, fig. 8 e 9. Nalguns casos, aliás pouco freqüentes, o trôço basilar da estaca apresenta-se sêco, e as raízes partem, ou de uma bordidura cicatricial que se localizou junto a um nó superior, ou da vizinhança imediata do nó. Particularidade análoga foi observada por ALMEIDA (1942, fig. 26) em estacas semi-lenhosas de Oliveira tratadas com uma solução de hétero-auxina. Esta ocorrência não está associada com a profundidade de enterramento do ramo.

No que diz respeito à influência das dimensões da estaca no enraïzamento, o Quadro III, onde se reüniram os ensaios de 10 de Fevereiro e 10 e 20 de Março, mostra que, tanto nos ramos estiolados, como nos não estiolados, as percentagens mais elevadas se

obtiveram com as estacas de 15-20 cm.. As diferenças são significativas.

No material colhido em 3 de Junho figuravam bastantes ramos, estiolados na base, com um comprimento de 30 a 40 cm. e 5 a 7 mm. de diâmetro, que não podiam incluir-se no grupo de

QUADRO III

ESTACAS SEMI-LENHOSAS

Comprimento das estacas	Estioladas o/o de pegamentos	Não estioladas o/o de pegamentos
8-15 cm.	62.1	14.9
15-20 cm.	73.4	24.3

ensaios atrás referido. Com êsse material, preparam-se estacas de 10-12 cm. de comprimento, medido a contar da base, e desprezando-se a parte superior do ramo, com o propósito de se apreciar a capacidade de regeneração dêsse trôço basilar estiolado. Os resultados, que se apresentam no quadro IV, são de facto notáveis (96,2 % de pegamentos), quando os comparamos

QUADRO IV

ESTACAS SEMI-LENHOSAS

Data do ensaio	N.º de estacas	N.º de pegamentos	N.º de estacas dormentes
3 Junho	27	26	1

com os obtidos na mesma data com ramos inteiros de menor diâmetro na base. Na fig. 11 pode apreciar-se o desenvolvimento do sistema radicular destas estacas 50 dias após a plantação.

Em tôdas as contagens realizadas, só se incluiram as estacas que apresentavam raízes evidentes. Entre as que não se encontram nestas condições, há necessidade de distinguir as que, na data das contagens, se encontravam verdes ainda, sem raízes, mas aparentemente capazes de enraïzarem, das que de facto seca-

ram no decorrer de cada ensaio. A ocorrência de estacas naquelas condições, que se conservam verdes durante mais de quatro meses, não se pode atribuir à ausência de bordidura (KNIGHT 1926), visto que entre elas muitas se encontram que a apresentam.

Para comodidade de exposição, designaremos estas estacas por estacas *dormentes*, e no Quadro V indica-se, para cada ensaio, a sua percentagem em relação ao total. Depreende-se daí que as condições internas que determinam o estado dormente se modificam com o avanço da estação, mas não com igual intensidade,

QUADRO V

ESTACAS DORMENTES

Datas	Estacas dormentes em relação ao total de cada ensaio	
	Estacas estioladas %	Estacas não estioladas %
10 Fevereiro	14.2	28.2
10 Março	20.3	35.4
20 Março	12.3	17.9
14 Abril	16.3	0.9
20 Abril	20 0	8.4
4 Maio	39.7	8.9
3 Junho	62.0	12.8

nem do mesmo modo, nas estacas estioladas e não estioladas. Ao declínio mais sensível do enraïzamento nas primeiras (Quadro II e Gráfico I), corresponde um aumento na percentagem de estacas dormentes, o que deixa entrever que a prática do estiolamento, quando não determina logo a emissão de raízes, de certo modo obsta à morte imediata da estaca, e contribui assim para que seja ainda possível o seu enraïzamento ulterior. A insuficiência de conhecimentos sôbre a verdadeira natureza do fenómeno apenas consente, como veremos, uma interpretação conjectural.

Com as estacas dormentes do ensaio de 3 de Junho, estabeleceu-se, em 11 de Julho, nova experiência com o propósito de se apreciar a reacção dos ramos aos tratamentos com hétero-auxina e sucrose. Para êste efeito, aplicou-se às estacas dormentes o ácido β-indolil-acético em lanolina, na proporção de 1:2000 (COOPER 1936); outras estacas foram tratadas, durante 24 horas, com soluções de

sucrose a 2 % e a 4 %; outras, enfim, 24 horas depois de aplicado o tratamento com hétero-auxina-lanolina, permaneceram igual período de tempo numa solução de sucrose a 2 %. Êste material foi examinado em 22 de Agôsto, quarenta dias depois de estabelecida a experiência.

Os resultados, que se apresentam no Quadro VI, não são conclusivos, como já era de recear em face do reduzido número

QUADRO VI

ESTACAS DORMENTES

Tratamentos e tipos de estacas	Número de estacas	Estacas enraïzadas	Estacas dormentes
Testemunhas:			
— *Estacas não estioladas*. . .	10	0	8
Ac. β-indolil-acético-lanolina:			
— *Estacas estioladas*.	10	2	5
— *Estacas não estioladas*. . .	8	1	2
Sucrose 2 %:			
— *Estacas estioladas*.	10	6	2
Sucrose 4 %:			
— *Estacas não estioladas*. . .	5	2	3
Ac. β-indolil-acético-lanolina, mais sucrose 2 %:			
— *Estacas estioladas*.	12	4	7

de estacas de que foi possível dispor, e que não consentiu também que os ensaios fôssem tão completos como desejávamos. Ambos os tratamentos mostram, no entanto, ser capazes de quebrar o estado dormente, e, neste material, regista-se sensível superioridade das aplicações de sucrose, seguindo-se-lhe, na percentagem de pegamentos obtidos, o duplo tratamento hétero-auxina-sucrose.

Em outros ensaios em curso procura-se esclarecer melhor êste problema das estacas dormentes.

Estacas lenhosas. Utilizaram-se nestes ensaios, como se referiu, rebentos da base do tronco, formados no ciclo vegetativo anterior, e, portanto, pràticamente, com um ano de idade, com os quais se prepararam estacas de três tipos: no primeiro, os ramos foram

extraídos de modo a conservarem na base uma pequena porção de tecidos da planta-mãe (estacas com sapata); no segundo, o corte foi feito pelo plano de inserção; o terceiro tipo, enfim, compreende exclusivamente estacas obtidas do trôço superior dos rebentos.

No Quadro VII apresentam-se os resultados dêste ensaio, expressos em percentagens, e as fig. 12 a 14 mostram aspectos destas estacas, depois de permanecerem cêrca de dez meses no viveiro.

QUADRO VII

ESTACAS LENHOSAS

Tipos de estacas	Pegamentos %	Estacas dormentes	
		com bordidura. %	sem bordidura. %
Com sapata	3.5	2.0	18.0
Trôço basilar, sem sapata	16.2	23.8	27.6
Trôço superior do ramo	0	0	0

A dificuldade de se determinar exactamente a idade de cada ramo, porquanto os rebentos se formam em épocas diferentes, dentro do ciclo vegetativo, levou-nos a classificá-los segundo o diâmetro, medido a meio da estaca, por se ter observado uma sensível diferença no comportamento das estacas grossas e delgadas, diferença também patente no sistema radicular, como se observa na fig. 12. No quadro VIII agrupam-se as estacas por classes de diâmetros e indicam-se os resultados obtidos.

No que diz respeito ao enraïzamento dêste material, há algumas particularidades a salientar. A presença, na base da estaca, de uma pequena porção de madeira velha (estaca-moleta, ou estaca-cruzeta) não favorece, nêste ensaio, nem o enraïzamento, nem a formação de bordidura, possìvelmente porque as estacas dêste tipo foram escolhidas, para não provocar feridas extensas nas plantas-mães, entre as de menor diâmetro. Outra particularidade digna de registo é a localização das raízes. Enquanto que, nas estacas semi-lenhosas, as raízes se originam próximo da base, mas sem ligação directa com o corte ou com a bordidura cicatricial, nas estacas

lenhosas dos tipos considerados forma-se com freqüência uma bordidura completa, e é dos seus tecidos que, aparentemente, e exclusivamente, partem as raízes (*wound-roots*, de VAN DER LEK 1925). O processo de enraïzamento é portanto análogo ao que se observa nas estacas lenhosas da maioria das fruteiras (KNIGHT 1926).

QUADRO VIII

ESTACAS LENHOSAS

Classes de diâmetro das estacas m/m	Pegamentos %	Estacas dormentes %	
		com bordidura	sem bordidura
15-20	37.2	48.1	15.2
6-15	13.3	22.4	11.1
menos de 6	8.1	16.3	0

Os modestos resultados obtidos com as estacas lenhosas da variedade *Galega*, dos tipos que descrevemos, não asseguram viabilidade prática a esta modalidade de propagação.

DISCUSSÃO

HETEROFILIA DA OLIVEIRA

As manifestações de heterofilia observadas em variedades culturais de *Olea europaea* não se conciliam com as interpretações dadas até agora para êsse fenómeno nas espécies lenhosas.

Baseado em semelhanças da morfologia externa entre as fôlhas das plantas de semente, muito novas, e as dos ramos formados na parte inferior do caule das plantas adultas, em diversos vegetais, GOEBEL (1900) considerou a heterofilia uma reversão à forma juvenil (pág. 171): «...many plants are able to return to their juvenile form, and this we call a «reversion» in the ontogenic sense». Segundo ainda êste autor, o freqüente aparecimento de ramos com características de juvenilidade na base do caule deve-se ao facto dessa região reter, possìvelmente, desde a germinação da semente que lhe deu origem, o *carácter* da forma juvenil.

Êste ponto de vista é perfilhado em grande parte por STOUTEMYER (1937) que, no entanto, apenas confere aos gomos adventícios a faculdade de darem origem, na Maceira, a ramos dessa natureza, e admite que tais gomos, por não terem qualquer ligação com os tecidos meristemáticos da planta em que se formam, produzem ramos onde se patenteia tôda a ontogenia da planta de semente. De acôrdo com GOEBEL, atribui a formação de ramos do tipo juvenil, nas estacas de raízes de Maceira, ao facto dêstes órgãos e a base de tronco conservarem durante mais tempo a juvenilidade.

Anteriormente, ETTINGSHANSEN e KRASARI (1888) e NOÉ (1894), citados por OLIVER (1939), relacionaram a presença de fôlhas atípicas com fases de crescimento presentes em formas ancestrais do mesmo género botânico. KNOWLTON (1898, citado também por OLIVER 1939), baseado nas analogias das fôlhas atípicas com as de espécies fósseis, explica as diferenças entre a forma das fôlhas de plantas novas de semente de *Populus eotremuloides* Kn. e a das fôlhas de plantas adultas da mesma espécie, pela reversão a um tipo ancestral, ou talvez antes por uma sobrevivência dêste tipo, que desaparece nos indivíduos adultos. Êste regresso a uma organização mais primitiva, admitido pelas doutrinas da *Recapitulação* e da *Reversão* (JEFFREY 1930), e baseado apenas em analogias de ordem morfológica, é perfilhado modernamente por OLIVER (1939), que menciona a ocorrência de *atavistic leaves* em rebentos de toiça, em ramos ladrões, ou formadas em resultado de condições artificiais, em plantas pertencentes aos géneros *Populus*, *Corylus*, *Tilia*, *Ulmus*, *Platanus*, etc..

No que se refere à Oliveira, e porque se trata de variedades culturais propagadas por processos vegetativos durante séculos, com ramos provenientes da copa, e ainda porque as observações se fizeram, amiúde, em árvores muitas vezes seculares, a retenção do carácter juvenil na base do caule, como GOEBEL (1900) e depois STOUTEMYER (1937) a conceberam, não é verosímil. Verifica-se, pelo contrário, que os rebentos do tipo juvenil se podem formar, indistintamente, em qualquer nível do tronco ou dos ramos da copa, e em qualquer idade da árvore, o que está em desacôrdo com a afirmação de GOEBEL de que a reversão se limita a certas regiões da planta e a um estado definido de desenvolvimento, passado o qual ela perde essa capacidade de reversão.

A hipótese de que a heterofilia da Oliveira constitua um fenó-

meno de atavismo, que só se manifesta numa curta fase do desenvolvimento do ramo, não é mais verosímil. A forma das fôlhas, como se vê nas figs. 3 e 4, é tão variada ao longo do rebento, e tão subtil a transição do tipo embrionário para o tipo adulto, que seríamos forçados a admitir que o fenómeno se manifesta de forma e com intensidade diferentes em cada nó, e teríamos que aceitar a reversão, não a um tipo, mas a numerosos tipos ancestrais, indiscriminadamente dispostos ao longo do ramo. Nos casos de heterofilia referidos na literatura, há, não raro, tal diversidade na forma das fôlhas atípicas que a analogia com formas fósseis do género se revela, em muitos casos, puramente convencional.

É devéras impressionante que, embora os autores citados sejam unânimes em reconhecer que a reversão está associada a circunstâncias que de qualquer modo afectam o equilíbrio fisiológico da planta e dão origem a um processo normal de regeneração, não hajam relacionado a heterofilia com tais condições, e procurado, para êste fenómeno, uma interpretação fisiológica.

BEYERINCK, em 1890 (cit. por GOEBEL 1900, pág. 173) observou, em plantas novas do género *Cupressus*, que as geadas, o ataque de parasitas, a mutilação de raízes e outras causas análogas provocavam o desenvolvimento de ramos do tipo juvenil, e GOEBEL assinala que essa reversão ocorre principalmente quando as condições em que a planta vegeta são influenciadas de modo desfavorável. Só após o corte do tronco, junto ao colo, de pequenas Maceiras de semente, obteve GARDNER (1930) ramos com poder de regeneração análogo ao que possui a parte terminal do caule das *seedlings*, durante o primeiro ano de desenvolvimento. De acôrdo com a doutrina da «Reversão» (JEFFEY 1930), as mutilações e ferimentos fazem que apareçam particularidades de organização ancestrais. As *atavistic leaves* de OLIVER (1939) formam-se a seguir à destruïção das fôlhas normais, e encontram-se, ou em rebentos de toiça, ou em ramos ladrões, ou em ramos originados em resultado de influências externas desfavoráveis.

Tôdas as causas enumeradas interferem nas condições em que se realiza o crescimento, condições essas que aliás variam, normalmente, no decurso do desenvolvimento do ramo, e que são responsáveis pela diversidade da forma das fôlhas produzidas em diferentes períodos do ciclo vegetativo, característica dos ramos normais de inúmeras espécies lenhosas. O polimorfismo foliar

desta natureza (V. RODRIGUES 1943), com fôlhas atípicas apenas, em geral, na base dos lançamentos normais, poderia interpretar-se como manifestação também de juvenilidade, circunscrita à fase inicial de crescimento do ramo, e por isso de curta duração.

STOUTEMYER (1937), apoiado na observação de GOEBEL (1900) de que a fase juvenil, excepto nalgumas coníferas, é estéril, sugere que a juvenilidade e a facilidade de regeneração possam ser inibidas por «biochemical agents which bring about the capability for reproduction» (pág. 348). O exemplo que apresentamos de frutificação em ramos do tipo juvenil da variedade *Galega*, fig. 5-B e C, não suporta esta hipótese.

Na Oliveira, as formas juvenis aparecem normalmente, como se referiu, na base do tronco, sôbre as cordas e os mamilos radicíferos, cujos tecidos são bastante ricos de substâncias de reserva. Já a presença de numerosos gomos adventícios nesses órgãos deixa entrever a existência de condições fisiológicas locais particulares. A supressão dos rebentos, prática corrente do granjeio anual, com as feridas a que dá origem, constitui mais um estímulo para o desenvolvimento de tais gomos. Ainda na Oliveira, os rebentos do tipo juvenil formam-se em qualquer nível do tronco ou dos ramos, como se referiu, sempre que o equilíbrio fisiológico da planta foi, por qualquer causa, bruscamente modificado: podas severas, fig. 2, fertilização copiosa do solo, etc.

Ora o crescimento dêsses rebentos faz-se, de início, à custa de reservas nutritivas e de substâncias promotoras do crescimento, ou de substâncias precursoras das auxinas, existentes na vizinhança imediata dos gomos que lhes deram origem. Nesta primeira fase, os rebentos encontram-se em condições fisiológicas até certo ponto comparáveis às que usufruem as plantas de semente no período juvenil, e a esta analogia ou identidade de condições corresponde a semelhança da morfologia foliar. À medida que, tanto os rebentos, como as *seedlings* se desenvolvem, e o sistema foliar cada vez mais contribui para a própria nutrição, o crescimento do tipo juvenil gradualmente evoluciona para o do tipo adulto, e desaparecem, por fim, as manifestações de juvenilidade.

Duas objecções se podem apresentar a esta interpretação. A primeira é que, nas espécies de fôlha caduca, parte do crescimento juvenil se faz também à custa de reservas existentes; mas ainda aqui, embora os gomos que dão origem aos ramos normais se

encontrem, aparentemente, em condições normais de nutrição, não é raro o polimorfismo foliar no mesmo ramo (v. RODRIGUES 1943), pelo menos nas espécies em que a morfologia da fôlha parece mais susceptível de ser influenciada pelos factores quantitativos e qualitativos do crescimento. Na Oliveira, e ainda noutras espécies referidas na literatura, êsse polimorfismo é sobretudo acentuado nos ramos provenientes de gomos adventícios, e nalgumas espécies parece estar até circunscrito a tais ramos. Mas a diferenciação dêsses gomos, e o seu desenvolvimento ulterior, só ocorrem em resultado de um desequilíbrio fisiológico, seja êle de natureza nutritiva ou de ordem hormonal, ou de ambos simultâneamente; a heterofilia manifesta-se por sua vez com tanto mais intensidade, e durante tanto mais tempo, quanto maior tiver sido êsse desequilíbrio. As condições em que inicialmente se formam e se desenvolvem os gomos normais e os gomos adventícios são pois diferentes, e são essas condições, e não a natureza do gomo, como supôs STOUTEMYER (1937), que determinam a morfologia particular dos ramos a que dão origem. É de presumir que os lançamentos que provenham de gomos normais latentes, cujo desenvolvimento foi provocado pelas mesmas circunstâncias, não se distingam, no aspecto que consideramos, dos que provêm de típicos gomos adventícios. Referimos já que as observações de STOUTEMYER (1938), quanto ao diverso comportamento dêsses ramos do ponto de vista da regeneração, estão invalidadas por se compararem estacas estioladas e não estioladas na base (cf. fig. 7 e 8, da obra citada).

É certo que HITCHCOCK e ZIMMERMAN (1942) observaram que as estacas obtidas de ramos ladrões novos, de Maceiras enxertadas, não enraïzam tão fàcilmente, quando tratadas com substâncias promotoras do enraïzamento, como os ramos terminais normais; mas nos resultados que apresentam não figura qualquer ensaio com aquele material, em diferentes períodos do ciclo vegetativo, ainda que os citados autores escrevam (pág. 297): «Furthermore, secondary summer growth is not comparable to the first growth in spring with respect to its capacity to root».

A segunda objecção diz respeito à forma como se comportam as plantas de semente. É tão grande nalgumas espécies (na *Eucalyptus globulus* Labill., por exemplo) a desproporção entre o tamanho da semente e o volume de crescimento do tipo juvenil realizado durante o primeiro ano, e por vezes ainda nos anos imediatos,

que a manifestação de juvenilidade não se pode atribuir apenas à natureza das reservas cotiledonares. Todavia, as condições fisiológicas da planta de semente nessa fase do crescimento são, de facto, diferentes das condições em que se desenvolvem os ramos normais nas plantas adultas.

Se não dispomos de dados analíticos que especialmente esclareçam o fenómeno da heterofilia nesta espécie, tanto à luz das condições nutritivas internas, como em termos da quantidade de auxinas presentes, as conclusões que se podem extrair da literatura, quanto ao primeiro aspecto do problema, e para a fisiologia da Maceira (HARVEY 1923, ROBERTS 1926, SWARBRICK 1927, MURNEEK 1928, etc.) deixam entrever que as modificações nutritivas internas no decurso da estação podem ser em grande parte responsáveis pelos casos de heterofilia observados noutras espécies lenhosas. Nas plantas novas de semente, a relação entre a superfície foliar e a área cambial total é proporcionalmente muito maior do que nas plantas adultas. E quer aquelas, quer os ramos ladrões, dispõem, de início, de condições muito favoráveis ao vigoroso desenvolvimento vegetativo, interpretado êste efeito, repetimos, em termos simples do equilíbrio ou balanço entre as quantidades de substâncias nutritivas presentes (KRAUSS E KRAYBILL 1923). Esta relação entre as características do crescimento e as condições nutritivas internas, no que diz respeito aos hidratos de carbono e ao azoto, é posta ainda em evidência, na Maceira, por ROBERTS (1926) e por FINCH (1935), êste quanto às modificações anatómicas envolvidas.

Tudo indica, porém, que a essas condições nutritivas particulares corresponda uma concentração diferente de auxinas, que, qualitativamente, e quantitativamente, regulam os fenómenos do crescimento. Assim, ZIMMERMAN (1936, citado por WENT 1937, pág. 61) encontrou uma estreita correlação entre a intensidade de crescimento de um ramo e a quantidade de auxina produzida pelo gomo terminal. AVERY, BURKHOLDER E CREIGHTON (1937) verificaram, em plantas dos géneros *Aesculus* e *Malus*, existir um movimento basípeto de hormonas, do lançamento anual para as partes mais idosas do ramo, e também que a concentração de auxinas aumenta ràpidamente antes do abrolhamento dos gomos. È-se levado a admitir que nos mamilos radicíferos da Oliveira, a par da maior concentração de reservas, se acumulem auxinas ou substâncias precursoras destas, responsáveis, não só pela diferenciação de gomos

adventícios e pelas características do crescimento dos ramos a que dão origem, mas ainda pela forma especial de crescimento daqueles órgãos (NATIVIDADE 1940). As condições particulares, neste aspecto, em que se desenvolvem os gomos normais depois de podas intensas, ou de outras causas que dão origem ao crescimento do tipo juvenil, explicam também estas manifestações transitórias de juvenilidade.

O comportamento da heterofilia na Oliveira não suporta, pois, a hipótese de que o fenómeno tenha qualquer significado filogenético.

PROPAGAÇÃO VEGETATIVA

Não é fácil interpretar, a não ser conjecturalmente, os resultados obtidos nos nossos ensaios, tão precários são ainda os conhecimentos sôbre o metabolismo da Oliveira e sôbre a cadeia dos complexos processos relacionados com a diferenciação radicular.

Um facto, no entanto, sobressai destas primeiras experiências: não se observa que exista uma relação evidente entre a juvenilidade dos ramos e a aptidão para o enraïzamento, o que vem contrariar a hipótese geralmente aceita sôbre o elevado poder da regeneração dos ramos na fase juvenil de crescimento (GOEBEL 1900, STOUTEMYER 1937, PASSECKER 1940). Verifica-se no Quadro II que a capacidade para a emissão de raízes, nos rebentos não estiolados na base, declina ràpidamente com o avanço da estação, e é nula em 4 de Maio, muito embora os ramos, sensìvelmente com a mesma idade nos sucessivos ensaios, e apenas produzidos em períodos diferentes do ciclo vegetativo, apresentem idênticas manifestações morfológicas externas de juvenilidade. Esta não condiciona, pois, só por si, a emissão radicular.

Afastada a hipótese da influência de factores externos adversos, porque os ramos estiolados e não estiolados sofreram o mesmo tratamento e foram mantidos em igualdade de condições de ambiente em cada ensaio, o declínio da percentagem de pegamentos das estacas não estioladas só se pode atribuir a modificações nas condições internas do ramo com o avanço da estação, e que se reflectem também, ainda que de modo mais atenuado, nas estacas não estioladas. Os ramos de Oliveira do tipo juvenil comportam-se, pois, quanto à variabilidade da aptidão para o enraïzamento no decorrer do ciclo vegetativo, do mesmo modo que os ramos de outras espécies lenhosas, na fase adulta do crescimento. Esta influência da

época da colheita das estacas na percentagem de enraïzamentos tem sido posta em evidência por numerosos experimentadores, e mais recentemente por GRAHAM e STEWART (1930), COOPER (1935), GRAHAM (1934, 1936), BIALE e HALMA (1938), etc.

Sôbre a natureza das modificações nas condições fisiológicas das estacas, e qual seja o factor, ou grupo de factores, que as determinam e fazem declinar de modo tão acentuado a percentagem de pegamentos, não é possível, no estado actual dos conhecimentos, fornecer uma explanação apoiada na evidência experimental.

Verifica-se, no entanto, e esta circunstância tem valor considerável na técnica da propagação da Oliveira, que a emissão de rebentos na sapata do tronco é em grande parte independente da actividade vegetativa da copa, e que são os ramos desenvolvidos no período de menor actividade fisiológica que se segue à maturação dos frutos os que fornecem mais elevada percentagem de pegamentos. O declínio começa um pouco antes de se iniciar o abrolhamento dos gomos da copa, e acentua-se ràpidamente à medida que a actividade fisiológica se acelera (floração, crescimento, vingar do fruto, etc.).

Êstes processos são precedidos de uma migração de reservas, seguida de perto do seu rápido consumo nos pontos de mais activo crescimento; e as modificações que sofrem as condições nutritivas internas da árvore com o avanço da estação explicariam até certo ponto a forma como se comportam as estacas. Mas embora STARRING (1923), REID (1924, 1924 *a*), SCHRADER (1925), WINKLER (1927), CARLSON (1929) hajam atribuido especial importância aos factores nutritivos, e sobretudo à relação hidrocarbonados-azoto no fenómeno do enraïzamento, os estudos mais recentes mostraram que essa relação não é em todos os casos significativa, embora a presença de hidratos de carbono, como demonstraram BOUILLENNE e WENT (1933), seja indispensável à produção de raízes. Isto deixa supor que a quantidade de auxina, ou de outras substâncias necessárias para a diferenciação dos primórdios radiculares, presente na estaca, varie também com o avanço da estação, e possa constituir, a partir de dado momento, o factor limite ao enraïzamento.

LAIBACH E MEYER (1935) verificaram, por exemplo, em *Helianthus* que a quantidade de fitohormonas diminui no período de activo crescimento e da formação das flores; segundo as observações de TUREZKAYA (1941), as fitohormonas, em plantas dos géne-

ros *Soja* e *Perilla*, concentram-se nas flores desde o começo da floração e mais tarde nos frutos, de modo que a quantidade que se encontra nos ramos é insuficiente para o enraïzamento nesse período. AVERY, BURKHOLDER E CREIGHTON (1937), já anteriormente citados, verificaram que a máxima concentração hormonal precede um pouco o período de mais rápido desenvolvimento vegetativo do ramo e que, em plantas do género *Aesculus*, há um declínio gradual no período que vai do fim de Maio a Outubro. Nas Maceiras, dá-se também um declínio de Maio a meado de Junho, em que a concentração desce a um nível baixo.

Parece poder concluir-se, em face dos resultados obtidos noutras espécies lenhosas, que tanto as condições nutritivas internas do ramo, e portanto da planta que o produziu, como a quantidade de auxinas, ou de outras substâncias com elas relacionadas e que interferem no enraïzamento, devam ser tomadas em consideração para explicar o desigual comportamento das estacas de Oliveira no decorrer do ciclo vegetativo, se bem que não seja possível definir ainda o exacto papel que cabe a cada uma dessas substâncias, ou grupos de substâncias.

KLEIN (1932) atribui as desigualdades de radicação das estacas de coníferas, entre Novembro e Março, ou a um estado de desequilíbrio nutritivo dos ramos, ou a uma menor actividade fisiológica nesse período; mas já COOPER (1935) conclui das suas experiências em *Citrus* que a formação de raízes é influenciada, tanto pela provisão de substâncias promotoras do enraïzamento como pela quantidade de substâncias nutritivas existentes na estaca. É êste também o ponto de vista de BIALE E HALMA (1938), que atribuem as diferenças na percentagem de pegamentos de estacas de Limoeiro, tratadas com hétero-auxina, a variações nas condições nutritivas da planta-mãe, e a flutuações, durante a estação, no factor ou nas substâncias responsáveis pela produção de raízes. Para BAUSOR (1942) a quantidade de hidratos de carbono disponível pode explicar parcialmente as variações, também no decorrer da estação, das estacas tratadas com fitohormonas.

Como nas espécies de fôlhas persistentes não há acumulação de reservas de auxinas nos ramos novos (WENT 1937), o enraïzamento só ocorre quando a produção de hormonas é superior às necessidades do crescimento, ou quando estas são fornecidas ao ramo pela planta-mãe, o que só se dá num período limitado do

ciclo vegetativo, período a que corresponde também a maior concentração de substâncias nutritivas de reserva.

É certo que o pouco êxito até agora obtido pelo tratamento das estacas herbáceas e semi-lenhosas de Oliveira com substâncias promotoras do enraïzamento (MAXIMOV, GOCHOLASHVILI e TSKHOIDZE 1938, RZHEVKIN 1940, MORETTINI 1941, DELUPIS 1941) deixa supor que as auxinas não sejam o factor limite; mas torna-se necessária mais ampla evidência, em ensaios com material em condições de comparabilidade.

O que agora interessa salientar, pela sua importância imediata, é que as condições internas favoráveis à emissão radicular só ocorrem, nos rebentos da base do tronco da Oliveira, em certas fases do seu desenvolvimento, e que aquelas condições podem ser artificialmente provocadas. A juvenilidade parece ser apenas uma manifestação externa de um estado nutritivo e hormonal particular, responsável também pela diferenciação dos gomos adventícios, e que não corresponde, em absoluto, às condições requeridas pelo enraïzamento. Como se observou nos nossos ensaios, o ramo pode apresentar características de crescimento do tipo juvenil quando é reduzida, ou até nula, a sua capacidade para a emissão de raízes.

Verifica--se no Quadro II que o estiolamento da base dos ramos-estacas, não só contribui para que seja mais elevada a percentagem de pegamentos, em relação aos ramos não estiolados, mas faz também que a percentagem elevada se mantenha durante mais tempo. Êstes efeitos do estiolamento, se bem que conhecidos e utilizados desde remotos tempos na prática da propagação vegetativa, não tiveram até hoje uma explanação satisfatória.

Segundo REED (1922-23), o estiolamento impede que endureçam as células pericíclicas, que por êsse motivo mais fàcilmente readquirem as propriedades meristemáticas. Esta explicação, em grande parte de ordem mecânica, não é convincente, porquanto as estacas não estioladas de Oliveira fornecem, em certo período, uma percentagem elevada de pegamentos, percentagem que declina com o avanço da estação, ainda que se trate de ramos com a mesma idade e idêntica estrutura anatómica. Para SMITH (1924), o estiolamento provoca o amolecimento dos tecidos, ao mesmo tempo que traz um equilíbrio à relação hidratos de carbono-azoto, necessário para que as células conservem as propriedades meristemáticas, ou para

que os tecidos adultos readquiram essas propriedades. Até agora, porém, não é compreensível como pode o estiolamento local modificar o equilíbrio nutritivo do ramo.

Com mais verosimilhança, até certo ponto, GARDNER (1937) sugere que a ausência de luz provoque uma acumulação temporária de substâncias promotoras de crescimento na região estiolada, em virtude de alguma anormalidade anatómica. Por sua vez WENT (1937), baseado na observação de LA RUE (1936) de que a acção da auxina é intensificada pela umidade, julga provável que os efeitos da cameação resultem da acção retardadora que a elevada umidade exerce no transporte da auxina, aliada a uma acumulação geotrópica desta na parte inferior do ramo. SMITH (1924) e GARDNER (1937) obtiveram, porém, na Maceira, os mesmos benefícios do estiolamento pela protecção da base do ramo com papel preto, e, o segundo dos autores citados, com pequenos sacos de papel, onde dificilmente se realiza a condição de elevada umidade requerida pela hipótese anterior.

A forma como se comportam nos nossos ensaios as estacas estioladas de Oliveira, no que diz respeito à emissão de raízes, sugere antes que na região do ramo desenvolvida ao abrigo da luz, onde os tecidos são mais brandos, mais aqüosos e apresentam menor grau de lenhificação, as células reagem mais prontamente à acção das auxinas, e que, para igualdade de concentração destas, em ramos estiolados e não estiolados, os efeitos serão superiores nos primeiros. Uma concentração insuficiente para provocar a diferenciação radicular nas estacas não estioladas, pode ser bastante para dar resultados apreciáveis nas que sofreram o estiolamento. Esta hipótese, que está de acôrdo com as experiências de GARDNER (1937), nas quais os benefícios do estiolamento são tanto mais sensíveis quanto mais cedo êste fôr praticado, parece interpretar, melhor do que qualquer outra, os resultados que apresentamos no Quadro II.

A elevada percentagem de pegamentos obtida com estacas estioladas, da base ramo, e de maior grossura do que as anteriormente empregadas (Quadro IV), estacaria esta feita num período a que corresponde a mais baixa radicação de todos os ensaios, pode atribuir-se, aparentemente, ao maior diâmetro das estacas, a que devem corresponder maiores disponibilidades de auxinas e

de substâncias de reserva. Embora já os dados que se apresentam nos Quadros III e VII deixem entrever êsse resultado, torna-se necessário realizar novos ensaios, no decurso da estação, com o propósito de esclarecer e confirmar o comportamento dêsse material.

Ainda no que se refere às estacas semi-lenhosas de Oliveira, devemos fazer aqui breve referência às estacas dormentes (Quadro V). Não se pode atribuir o acréscimo da sua percentagem nos sucessivos ensaios, em estacas estioladas na base, a diferenças na «maturação fisiológica» dos ramos ou a diferenças inerentes às plantas-mães, pelas quais SNOW (1941) explica o «delayed rooting» das estacas de duas espécies do género *Acer*. Embora o nosso material não haja permanecido, em todos os ensaios, o mesmo espaço de tempo nas caixas de propagação, e as oportunidades para enraïzamento tardio se reduzam portanto nas sucessivas experiências, esta circunstância não deve ter influido nos resultados, porquanto em nenhum caso se observaram gradações no enraïzamento que deixem supor a existência de diferenças apreciáveis na época da sua iniciação no decorrer de cada ensaio.

Pelos resultados que se apresentam no Quadro VI, verifica-se que o tratamento das estacas, tanto com hétero-auxina, como com sucrose, pode quebrar o estado dormente e determinar a emissão de raízes. As aplicações de sucrose mostraram-se, nestes ensaios, mais eficazes; tornam-se necessárias, porém, experiências mais completas para esclarecer convenientemente as reacções destas estacas aos diversos tratamentos.

Embora a concentração hormonal possa não ser o factor que limita o enraïzamento, é-se levado a supor que a quantidade de auxinas presentes, quando não se dá a pronta emissão radicular por deficiências nutritivas da estaca, impede durante algum tempo a morte do ramo, por uma influência análoga à que impede ou retarda a formação da camada de abcisão e determina a persistência dos pecíolos nas estacas tratadas com substâncias promotoras do crescimento (GARDNER, MARTH e BATJER 1940), influência essa muito mais sensível, nos nossos ensaios, nas estacas estioladas do que nas não estioladas. A concentração de auxina abaixo de determinado mínimo teria como conseqüência a morte da estaca no período normal, sem se manifestar portanto o estado dormente.

A importância que têm as condições fisiológicas do ramo na emissão radicular deixa entrever que, para efeitos de pegamento, não seja indiferente a colheita de material depois de uma safra ou de uma contra-safra. No que diz respeito às estacas lenhosas usuais, experimentalmente verificámos que, nas estacarias feitas a seguir a uma safra abundante, o pegamento é muito precário, e há uma elevada percentagem de estacas que permanece dormente um, dois e mais anos.

Do ponto de vista da aplicação prática, o comportamento, nas nossas experiências, das estacas lenhosas da variedade *Galega*, obtidas de rebentos da base do tronco, com um ano de idade, (Quadros VII e VIII) oferece perspectivas pouco animadoras para a utilização dêsses ramos na propagação comercial desta variedade, pelo menos, dada a baixa percentagem de pegamentos e o precário desenvolvimento do sistema radicular durante o primeiro ano. Já os resultados conseguidos com as estacas semi-lenhosas oferecem incontestável interêsse. Ainda sem o estiolamento, fácil, no entanto, de se conseguir, a propagação das Oliveiras da variedade *Galega*, e possìvelmente a da grande maioria das variedades culturais, por rebentos da base do tronco, colhidos no período de menor actividade fisiológica da árvore, não só é possível, mas proporciona ainda uma percentagem de pegamentos satisfatória. Com o recurso ao estiolamento da base dos ramos, pela simples cobertura da sapata com uma delgada camada de terra (1 a 3 cm.) obtiveram-se durante Fevereiro e Março, período em que é mais abundante a produção de pôlas, 61 a 66 °/₀ de pegamentos, percentagem bastante elevada para tornar económico o processo. Em todos os casos, parece aconselhável estiolar a base dos rebentos, em virtude da mais pronta emissão de raízes e melhor desenvolvimento do sistema radicular.

Se atendermos às dificuldades encontradas até agora no enraïzamento dos ramos novos de Oliveira, e ainda a que se empregou a técnica corrente da propagação em estufim, não aquecido artificialmente, e sem se recorrer a qualquer tratamento com fitohormonas, os resultados conseguidos nos ensaios de Janeiro, Fevereiro e Março podem considerar-se sobremaneira favoráveis. MAXIMOV, GOCHOLASHVILI e TAKHOIDZE (1938) obtiveram, pelo tratamento dos ramos de Oliveira, de um ano, com diferentes concentrações de hérero-auxina, e em estufa aquecida, 20 °/₀ de pegamentos ; RZHEVKIN

(1940) reputa satisfatórios os 36 %, conseguidos em estacas herbáceas e semi-lenhosas tratadas em estufa, com aquecimento artificial. Segundo êste autor, a aplicação de fitohormonas apenas trouxe um aumento de pegamentos de 3 a 4 %. Também são pouco favoráveis os resultados referidos por MORETTINI (1941) e DELUPIS (1941) com o emprêgo, nas estacas de Oliveira, de substâncias promotoras do enraïzamento. O primeiro dêstes autores, que nalguns dos seus numerosos ensaios recorreu aos rebentos do tronco (*succhioni*) não conseguiu resultados apreciáveis com êste material, sem dúvida pela época tardia em que foram colhidos êsses rebentos e pelo seu desenvolvimento avançado, como se depreende da fig. 5 do estudo a que nos referimos. DELUPIS (1941) apenas conseguiu 20 % de pegamentos na variedade *Carbognola*, com o emprêgo de ramos de um e dois anos.

Em estufa aquecida e numa atmosfera saturada de umidade, com estacas de ramos de um ano, de 4-6 mm. de diâmetro, plantadas em Outubro, PODLUZHNII (1940) obteve 53 a 77 % de pegamentos. Êstes resultados, que se afastam bastante dos referidos por outros investigadores, aparentemente em virtude da época mais favorável em que foi colhido o material, aproximam-se muito dos que obtivemos nos ensaios de Janeiro (Quadro I) e de 3 de Junho (Quadro IV), com o auxílio de uma técnica mais simples.

O emprêgo, na propagação de variedades de Oliveira, e sobretudo no estabelecimento de linhas clonais de porta-enxertos, dos rebentos formados naturalmente na base do tronco, ou obtidos em resultado de um desequilíbrio fisiológico provocado por meios artificiais (poda, fertilização copiosa do solo), e colhidos durante o período de menor actividade fisiológica da árvore, parece ser susceptível de se generalizar à multiplicação comercial.

Nas árvores adultas, a escavação junto à sapata, para pôr a descoberto os mamilos radicíferos formados ao nível do colo e sôbre as raízes mais grossas, contribui para que se desenvolvam os gomos adventícios latentes, sem o recurso a qualquer outro artifício cultural. Para que os rebentos apresentem, de Dezembro a Fevereiro, o desenvolvimento desejado, a escavação deve ser feita, de preferência, no decorrer de Outubro, e a cobertura, com uma delgada camada de terra (2-3 cm.), para provocar o estiolamento, pratica-se logo que se tornem visíveis os primeiros rebentos, e num estado, portanto, tão atrasado quanto possível. Verificou-se que

tanto a cobertura antecipada, como a maior espessura da camada de terra impedem ou retardam o desenvolvimento dos gomos adventícios.

Apesar de ser extremamente simples a técnica empregada, a necessidade de se efectuar a propagação em estufim traz evidentemente encargos superiores aos requeridos pela tradicional multiplicação por estacas lenhosas de madeira velha. Êste material, porém, inadequado para porta-enxertos, com dificuldade se obtém hoje nas quantidades requeridas pela propagação comercial das castas cultivadas. Os porta-enxertos de semente, além dos conhecidos inconvenientes quanto à variabilidade das plantas, não são de produção fácil, sobretudo no que diz respeito à regular germinação das sementes. A necessidade de propagar vegetativamente a Oliveira com a mínima quantidade possível de material lenhoso obriga, pois, a recorrer a processos técnicos mais complexos do que os tradicionais. A utilização, segundo os métodos expostos, dos rebentos da sapata oferece possibilidades interessantes do ponto de vista prático.

SUMÁRIO

1 — Os ramos produzidos no tronco das Oliveiras, e que provêm do desenvolvimento dos gomos adventícios existentes nos mamilos radicíferos e nas cordas, apresentam, durante o primeiro ano do seu desenvolvimento, algumas particularidades de morfologia externa comuns às plantas de semente da mesma idade. A ocorrência, naqueles ramos, de fôlhas dos tipos embrionário e juvenil não abona a hipótese de uma «reversão» a um tipo de organização mais primitivo; parece antes poder atribuir-se às especiais condições nutritivas e hormonais responsáveis, tanto pela diferenciação de gomos adventícios, como pelo seu desenvolvimento ulterior.

2 — Nas Oliveiras adultas formam-se normalmente na base do tronco, e com profusão, rebentos com essas características. O desequilíbrio fisiológico provocado pelas podas severas, fertilização copiosa do solo, etc. determina a produção exuberante de rebentos do tipo juvenil em qualquer nível do tronco ou dos ramos grossos.

As manifestações de juvenilidade são tanto mais duradoiras quanto maior fôr o desequilíbrio provocado.

3 — As estacas semi-lenhosas obtidas, durante o período de menor actividade fisiológica da árvore, de rebentos produzidos na base do tronco de Oliveira da variedade *Galega*, manifestam um elevado poder de regeneração, sem o recurso ao calor artificial ou ao tratamento com substâncias promotoras do enraïzamento (Quadro I). A percentagem de pegamentos declina com o avanço da estação (Quadro II), embora os ramos, sensìvelmente com a mesma idade em todos os ensaios, apresentem as mesmas características externas de juvenilidade. As condições internas, nutritivas e hormonais, responsáveis pelo crescimento do tipo juvenil não correspondem sempre às requeridas pela diferenciação radicular. Aprecia-se o comportamento das estacas de Oliveira em face das modificações fisiológicas nos ramos no decurso do ciclo vegetativo. O declínio da percentagem de pegamentos parece ser devido a um decrescimento na concentração, tanto de hidrocarbonados como de auxinas, um pouco antes e durante o período de maior actividade fisiológica da planta-mãe.

4 — O estiolamento da base dos rebentos contribui para que seja mais elevada a percentagem das estacas que enraïzam e para que essa percentagem elevada se mantenha durante um período mais longo. Sugere-se que na parte do ramo desenvolvida ao abrigo da luz, a menor lenhificação das células permita uma mais pronta reacção destas à acção das substâncias promotoras do enraïzamento. Uma concentração de auxinas insuficiente para provocar a emissão de raízes nas estacas não estioladas, pode ser bastante para dar ainda resultados apreciáveis nas que sofreram o estiolamento.

5 — O tratamento das estacas dormentes com sucrose a 2 % e com hétero-auxina-lanolina mostrou que ambos os tratamentos são capazes de quebrar o estado dormente. Se bem que os ensaios realizados não sejam conclusivos, os melhores resultados foram obtidos com a aplicação de sucrose. Discutem-se as causas responsáveis pelo estado dormente.

6 — O material que figura nos ensaios foi obtido a seguir a um ano de contra-safra. A importância que as condições fisiológicas da estaca têm no enraïzamento leva a considerar pouco favorável para propagação o material colhido a seguir a uma

safra abundante. Nas estacas lenhosas usuais, observou-se que o pegamento é, nestas condições, muito precário, e que elevada percentagem de estacas permanece dormente dois e três anos.

7 — Os resultados obtidos com as estacas lenhosas de rebentos da base do tronco com um ano de idade, em estacaria ao ar livre, não recomendam o emprêgo dêstes ramos na propagação comercial, pelo menos na variedade *Galega*.

8 — A utilização, como estacas semi-lenhosas, dos rebentos da base do tronco, durante o período de menor actividade fisiológica que se segue à maturação do fruto, oferece perspectivas muito prometedoras. A facilidade em se obter o material para propagação, visto a grande maioria dos olivais portugueses ser constituida por árvores multiplicadas por estaca; a prontidão com que se pode provocar artificialmente o desenvolvimento dos gomos latentes que existem em quantidade considerável nos mamilos radicíferos da base do tronco e nas raízes mais grossas, junto à sapata; e a simplicidade da técnica requerida, tanto para conseguir o estiolamento dos rebentos, como para a propagação em si, permitem generalizar o processo, tanto à multiplicação das variedades culturais, como ao estabelecimento de linhas clonais de porta-enxertos.

THE HETEROPHYLLY OF THE OLIVE TREE FROM THE STANDPOINT OF VEGETATIVE PROPAGATION

SUMMARY

1 — The suckers coming from the trunks of olive trees, and which originate from the development of the adventitious buds existent in the root bearing mamillae and in the cord-like growths, exhibit during the first year of their development certain similarities of external morphology to seedlings of the same age.

The occurrence, in the young sprouts of the olive tree, of primary leaves that differ somewhat from the adult ones, does not suport the hypothesis of a «reversion» to an ancestral type; it seems more likely that it can be attributed to the special nutritive and hormonal conditions which are responsible both for the differentiation of adventitious buds and for their ulterior development.

2 — In large mature trees, suckers having the juvenile type of growth are formed normally, and with profusion, near the base of the trunk. Heavy pruning, copious application of manure or fertilizers, etc. determine the production of juvenile shoots at any level of the trunk or limbs. The greater the severity of pruning the more lasting will be the manifestations of juvenility during the growing season.

3 — Semi-hardwood cuttings, 8-20 cm. long, taken during the period of least physiologic activity in the tree, from suckers produced at the base of the trunks of trees of the *Galega* variety, root in satisfactory percentages without the use of root-inducing substances (Table I). The cuttings were set in boxes with a mixture of sand and rotted compost soil in the proportion of 3 to 1 in a greenhouse not artificially heated. The percentage of cuttings rooted declines as the season advances (Table II), while the shoots, sensibly of the same age in all the trials, present the same external characteristics of juvenility. The internal conditions, nutritive and hormonal, responsible for the juvenile type of growth do not always correspond to the requeriments for the differentiation of the root primordia. The behaviour of the olive cuttings in face of the physiologic modifications in the parent plant during the course of the vegetative cycle is discussed.

The decline in the percentage of cuttings rooting seems to be correlated to a decrease in the concentration, as much of carbohydrates as of auxines, a little before and during the period of the greatest physiologic activity of the parent-plant.

4 — The etiolation of the suckers, achieved in making the young shoots grow out through a thin layer of soil, contributes towards raising the percentage of cuttings rooted and also to keep this percentage raised during a longer period. It is suggested that in the part of the shoot developed with protection from the light the lesser lignification of the tissues permits a more prompt reaction of the cells to the action of root-forming substances. A concentration of auxines insufficient to determine root formation in the non-etiolated cuttings can yet be sufficient to cause apreciable results in those with etiolated bases.

5 — The treatment of the dormant cuttings with 2 % sucrose and with hetero-auxine-lanoline shows that both treatments are capable of breaking down the dormant condition. Although the

tests made may not be conclusive, the better results were obtained with the sucrose application. The causes responsible for this dormant condition are discussed.

6 — The material used in the experiments was obtained in winter and early spring, after and « off » year. The important part played by the physiological conditions of the cuttings in the rooting leads one to consider that material taken from trees that have carried a heavy crop of fruit would not be favourable for propagation. In the usual hardwood cuttings of old wood, it was observed that the rooting is very precarious under these conditions and that a large percentage of cuttings remain dormant for two or three years.

7 — The results obtained with hardwood cuttings from suckers one year old, planted directly in the open, do not recommend the use of these shoots for commercial propagation, at least with the *Galega* variety.

8 — The utilization, as semi-hardwood cuttings, of suckers from the base of the trunk, taken in the winter or early spring, during the period of least physiologic activity that succeeds the maturation of the fruit, offers very promising prospects. The facility with which the material for propagation can be obtained, since the great majority of Portuguese olive groves are composed of trees propagated by hardwood cuttings; the promptness with which one can artificially start the development of the latent buds that exist in considerable quantities in the root-bearing mamillae at the base of the trunk and in the thicker roots; and the simplicity of the technique required both for obtaining the etiolation of the suckers and their propagation, permit the generalization of the process, both as regards the multiplying of the cultivated varieties and the establishing of clonal lines of rootstocks.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, F. J.

1942 Organogenia das Formações Radicíferas da Oliveira — *Olea europaea* L.. *Agron. Lusitana*, **4** (1): 31-59.

AVERY, G. S., BURKHOLDER, P. R. and CREIGHTON, H. B.

1937 Production and Distribution of Growth Hormone in Shoots of *Aesculus* and *Malus*, and its Probable Role in Stimulating Cambial Activity. *Amer. Journ. Botany*, **24** (1): 51-58.

BAILEY, L. H.

1941 *The Standard Cyclopedia of Horticulture.* Vol. II. The Macmillan Company. N. York.

BAUSOR, S. C.

1942 Interrelation of Organic Materials in the Growth Substance Response. *Bot. Gazette,* **103** (4): 710-724.

BIALE, J. B. and HALMA, F. F.

1938 The Use of Heteroauxin in Rooting of Subtropicals. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci for 1937,* **35**: 443-447.

BOUILLENNE, R. and WENT, F. W.

1933 Recherches Expérimentales sur la Néoformation des Racines dans les Plantules et les Boutures des Plantes Supérieures. *Ann. Jard. Bot. Buitenzorg* (Java), **43**: 25-202.

CARLSON, M. C.

1929 Microchemical Studies of Rooting and Not-rooting Roses Cuttings. *Bot. Gazette,* **87** : 64-80.

COOPER, W. C.

1935 Hormones in Relation to Root Formation on Stem Cuttings. *Plant Phys.* **10** (4): 789-794.

1936 Transport of Root-forming Hormone in Woody Cuttings. *Plant Phys.* **11** (4): 779-793.

DELUPIS, S. D.

1941 Sull'Impiego delle Sostanze Rizogene nella Propagazione Agamica dell'Olivo. *L'Olivicoltore,* **18** (10): 308-310.

FINCH, A. H.

1935 Physiology of Apple Varieties. *Plant Phys.,* **10** (1) : 49-72.

GARDNER F. E.

1930 The Relation Between Tree Age and Rooting of Cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1929,* **26** : 101-104.

1937 Etiolation as a Method of Rooting Apple Variety Stem Cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1936,* **34**: 323-329.

GARDNER, F. E., MARTH, P. C. and BATJER L. P.

1940 Spraying With Plant Growth Substances for Control of the Pre-Harvest Drop of Apples. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1939,* **37**: 415-428.

GOEBEL, K.

1900 *Organography of Plants.* Authorized English Edition by Isaac B. Balfour. Part I. Clarendon Press. Oxford.

GRAHAM, R. J. D.

1934 The Work of Laurence Baxter Stewart. *Trans. and Proc. Botan. Soc. Edinburgh,* **31** (Part 3): 450-459.

1936 Laurence Baxter Stewart's Methods of Vegetative Propagation at Edinburgh. *Sci. Hort.,* **4**: 97-113.

GRAHAM, R. J. D. and STEWART, L. B.

1930 Special Method of Practical Utility in Vegetative Propagation of Plants. *Rep. Proc. IX Int. Hort. Cong. London :* 159-164.

HARVEY, E. M.

1923 A Study of Growth in Summer Shoots of the Apple with Special Consideration of the Role of Carbohydrates and Nitrogen. *Oregon Agr. Coll. Sta. Bull.*, **200** : 5-51.

HITCHCOCK, A. E. and ZIMMERMAN, P. W.

1942 Root-Inducing Substances Effective on Apple Cuttings taken in May. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci.*, **40** : 292-297.

HÖSTERMANN, G.

1930 Versuche zur Vegetativen Vermehrung von Gehölzen nach den Dahlemer Drahtungsverfahren. *Berichte der Deuts. Bot. Gesellschaft*, **38** : 66-70.

IVASHCHENKO, A. I.

1939 Propagating *Eucalyptus* by Cuttings. *Soviet Subtropics*, **4** (56) : 83-84. (Em russo. Ref. *Hort. Abst.* **9** (2), abst. n.º 604).

JEFFREY, E. C.

1930 *The Anatomy of Woody Plants.* The University of Chicago Press. Chicago, Illinois.

KLEIN, I.

1932 Rooting Response of Conifers to Treatments with Organic and Inorganic Compounds. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1931*, **28** : 447-451.

KNIGHT, R. C.

1926 The Propagation of Fruit Tree Stocks by Stem Cuttings. I — Observations on the Factors Governing the Rooting of Hard-wood Cuttings. *Journ. Pom. Hort. Sci.*, **5** (4) : 248-266.

KRAUS, E. J. and KRAYBILL, H. R.

1923 Vegetation and Reproduction with Special Reference to the Tomato. *Oregon Agr. Exp. Sta. Bull.*, **23**: 1-27.

LAIBACH, F. und MEYER, F.

1935 Über die Schwankungen des Auxingehaltes bei *Zea Mays* und *Helianthus annuus* im Verlauf der Ontogenese. *Senckenbergiana*, **17**: 73-86.

LA RUE, C. D.

1935 Intumescences on Poplar Leaves. I e II. *Amer. Journ. Bot.*, **20**: 1-17; 159-175.

MAXIMOV, N. H., GOCHOLASHVILI, M. M. and TAKHOIDZE, V. I.

1938 Root Formation Induced by Heteroauxin in Cuttings of Subtropical Plants Difficult with Regard to Rooting. *C. R. (Doklady) Ac. Sc. U. R. S. S.*, **21**.

MORETTINI, A.

1941 La Radicazione delle Talee di Olivo e l'Impiego delle Sostanze Rizogene. *L'Olivicoltore*, **18** (6): 172-179.

MURNEEK, A. E.

1928 Nitrogen and Carbohydrates Distribution in Organs of Bearing Apple Spurs. *Columbia Agr. Exp. Sta. Res. Bull.*, **119**: 3-50.

NATIVIDADE, J. V.

1940 Sôbre a Existência de Raízes Aéreas Latentes na Oliveira *(Olea europaea* L.) e os Novos Aspectos do Problema da Propagação Vegetativa. *Agron. Lusitana*, **2** (2): 25-73.

NATIVIDADE, J. V.
1940 *a* Os Mamilos Radicíferos da Oliveira (*Olea europaea* L.). *Agron. Lusitana*, **2** (2): 169-179.
1941 Nota Sôbre o Sistema Radicular da Oliveira. *Agron. Lusitana*, **3** (1): 15-24.

OLIVER, E. S.
1939 Atavistic Forms of Various Species of Trees. *Bot. Gazette*, **100** (3): 563-575.

PASSECKER, F.
1940 Jugend- und Alter Form bei der Aprikose und anderen Obstarten. *Gartenbauwiss.*, **14** (5): 614-625.
1940 *a* Die Bewurzelung von Obststecklingen. *Gartenbauwiss.*, **15**: 380-395.

PODLUZHNII, D. F.
1940 Propagation of the Olive Tree by Cuttings. *Soviet Subtropics*, **11-12**: 41-3. (Em russo. Ref. *Hort. Abst.* **11** (4): abst. n.º 1340).

REED, O.
1922-23 Camphor by Cuttings. *Trans. and Proc. Bot. Soc. Edinburgh*, **28**: 184-188.

REID, M. E.
1924 Relation of the Kind of Food Reserves to Regeneration in Tomato Plants. *Bot. Gazette*, **77**: 103-110.
1924 *a* Quantitative Relations of Carbohydrates to Nitrogen in Determining Growth Responses in Tomato Cuttings. *Bot. Gazette*, **77**: 404-418.

ROBERTS, R. H.
1926 Apple Physiology, Growth, Composition and Fruiting Responses in Apples Trees. *Wisconsin Agr. Exp. Sta. Bull.*, **68**.

RODRIGUES, A.
1942 O Polimorfismo Foliar e os Estudos de Filometria. Aplicação Prática de um Método Ampelométrico. *Agron. Lusitana*, **4** (4): 339-359.

RZHEVKIN, A. A.
1940 The Vegetative Reproduction of the Olive. *Soviet Subtropics*, **11-12**: 37--39. (Em russo. Ref. *Hort. Abst.* **9** (4): abst., n.º 1339).

SCHRADER, A. L.
1925 The Relation of Chemical Composition to the Regeneration of Roots and Tops on Tomato Cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci for 1924*, **21**: 187-194.

SMITH, E. P.
1924 The Anatomy and Propagation of *Clematis*. *Trans. and Proc. Bot. Soc. Edinburgh*, **29**: 17-26.

SMITH, G. M., OVERTON, J. B., GILBERT, E. M., DENNISTON, R. H., BRYAN, G. S. and ALLEN, C. E.
1930 *A Textbook of General Botany*. The Macmillan Company. N. York.

SNOW, A. G.
1941 Variables Affecting Vegetative Propagation of Red and Sugar Maple. *Journ. For.*, **39**: 395-404.

STARRING, C. C.
1924 The Influence of Carbohydrate-Nitrogen Content of Cuttings upon the Production of Roots. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1923*, **20**: 288-292.

STEWART, L. B.

1923 Note on Juvenile Characters in Root and Stem Cuttings of *Acanthus montanus*. *Trans. and Proc. Bot. Soc. Edinburgh*, **28**: 117-118.

STOUTEMYER, V. T.

1937 Regeneration in Various Types of Apple Wood. *Agr. Exp. Sta. Iowa State Coll. Agri. and Mech. Arts. Res. Bull.*, **220**: 309-352.

STOUTEMYER, V. T., MANEY, T. J. and PICKETT, B. S.

1935 Root Formation in Softwood Cuttings of Apple. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1934*, **32**: 343-346.

1936 Some Observations on the Production of Own-Rooted Apple Stocks from Root Cuttings. *Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. for 1935*, **33**: 350-354.

SWARBRICK, T.

1927 Studies in the Physiology of Fruit Trees. I. The Seasonal Starch Content and Cambial Activity in One- to Five-Year-Old Apple Branches. *Journ. Pom. Hort. Sci.*, **6** (2): 137-166.

TUREZKAYA, R.

1941 Ueber den Einfluss der Alters der Mutterpflanzeauf die Bewurzelung des Stecklinge. *C. R. Acad. Sci. U. R. S. S.*, **33**: 78-80. (Ref. *Hort. Abst.*, **13** (2): abst. n.º 382).

VAN DER LEK, H. A. A.

1925 *Over de Wortelvorming van Houtige Stekken*. H. Veenman & Zonen, Wageningen. (Sum. inglês, pág. 211-230).

WENT, F. W. and THIMANN, K. V.

1937 *Phytohormones*. The Macmillan Company, N. York.

WINKLER, A. J.

1927 Some Factors Influencing the Rooting of Vine Cuttings. *Hilgardia*, **2**: 330-349.



Fig. 1. Rebentos do tipo juvenil na base do tronco de uma Oliveira da variedade *Galega*.



Fig. 2. Rebentos do tipo juvenil formados numa pernada da árvore após o decote (var. *Galega*).



Fig. 3. Ramos de Oliveira da var. *Galega* : A — com fôlhas do tipo adulto ; B — com fôlhas do tipo juvenil ; C — com fôlhas do tipo embrionário.

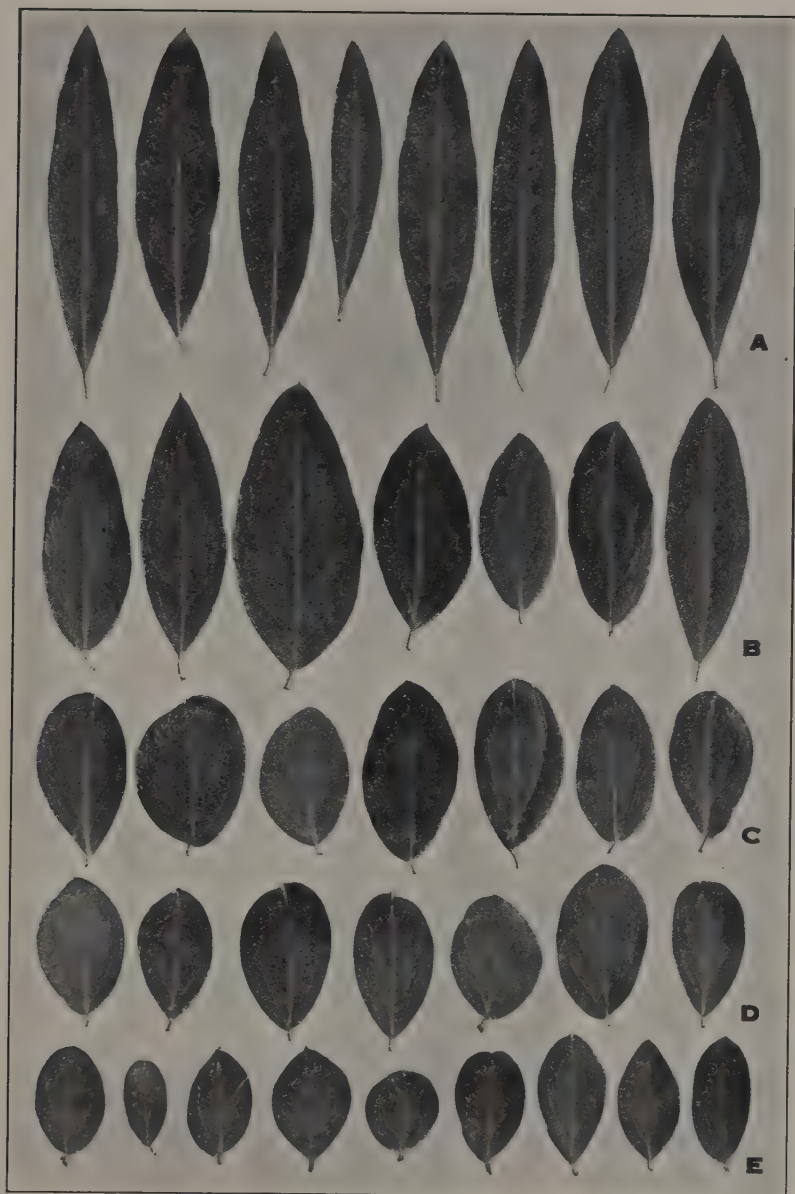


Fig. 4. Fôlhas de Oliveira da var. *Galega*: **A** – tipo adulto; **B** — tipo juvenil; **C, D, E** — tipo embrionário.



Fig. 5. Ramos de Oliveira da var. *Galega*: **A** — ramos da copa, do tipo adulto; **B** — rebento da base do tronco, do tipo juvenil; **C** a **E** — ramos do tronco, do tipo juvenil, com frutos.

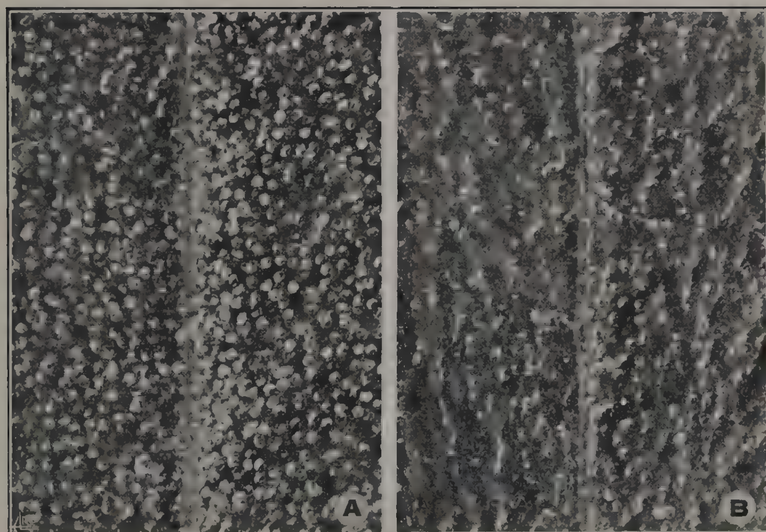


Fig. 6. Aspectos do tomento da página superior das fôlhas de Oliveira, da var. *Galega*: **A** — fôlha do tipo adulto; **B** — fôlha do tipo juvenil ($\times 20$)

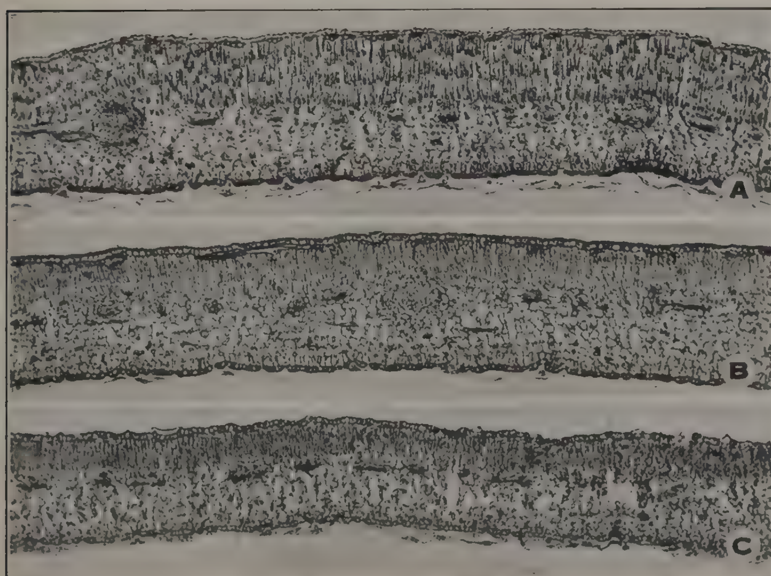


Fig. 7. Cortes transversais em fôlhas de Oliveira (var. *Galega*): **A** — fôlha do tipo adulto; **B** — fôlha do tipo embrionário; **C** — fôlha do tipo juvenil. ($\times 90$)

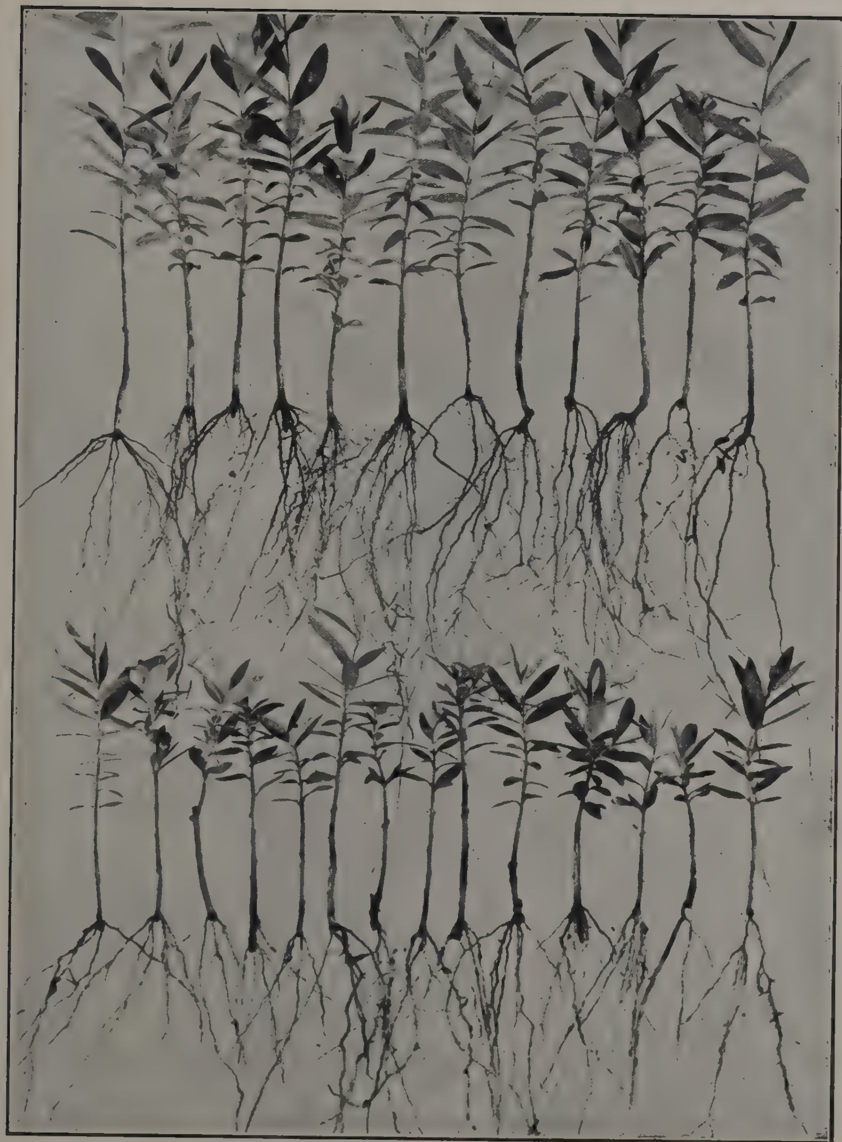


Fig. 8. Estacas semi-lenhosas de Oliveira (var. *Galega*) plantadas em 27 de Janeiro e fotografadas em 16 de Junho.

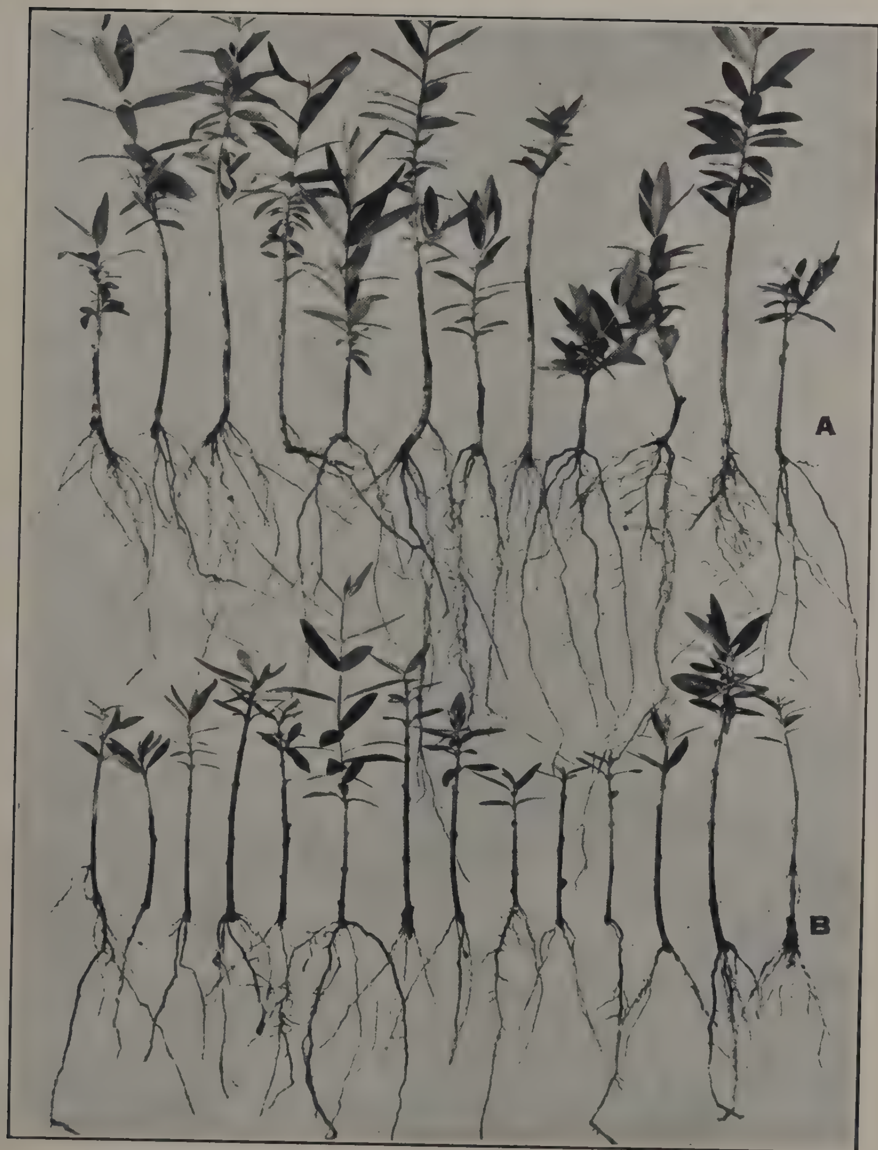


Fig. 9. Estacas semi-lenhosas de Oliveira da var. *Galega* plantadas em 10 de Fevereiro e fotografadas em 16 de Junho: **A** — estacas estioladas na base; **B** — estacas não estioladas.



Fig. 10. Estacas semi-lenhosas de Oliveira, sete meses e meio após a plantação



Fig. 11. Estacas do trôço basilar de ramos estiolados na base, plantadas em 3 de Junho e fotografadas em 16 de Julho.



Fig. 12. Estacas lenhosas de rebentos da base do tronco da var. *Galega*, depois de permanecerem 10 meses no viveiro.

SUMÁRIO